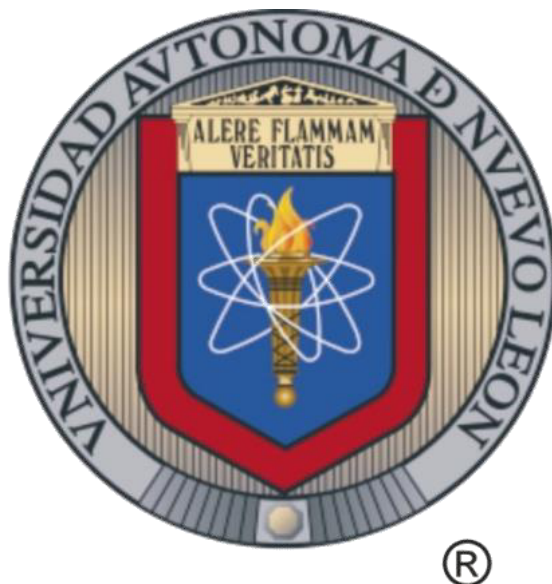


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**“DEFICIENCIAS DE MACRONUTRIMENTOS EN HIGUERA
(*Ficus carica* L.) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO”**

PRESENTA

CARLOS ALBERTO GARZA ALONSO

**PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

FEBRERO, 2020

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**“DEFICIENCIAS DE MACRONUTRIMENTOS EN HIGUERA
(*Ficus carica* L.) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO”**

PRESENTA

CARLOS ALBERTO GARZA ALONSO

**PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**“DEFICIENCIAS DE MACRONUTRIMENTOS EN HIGUERA
(*Ficus carica* L.) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO”**

PRESENTA

CARLOS ALBERTO GARZA ALONSO

**PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

**ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

COMITÉ PARTICULAR

**Ph. D. Emilio Olivares Sáenz
Director de Tesis**

**Dra. Adriana Gutiérrez Díez
Co-Directora de Tesis**

**Ph. D. Rigoberto E. Vázquez Alvarado
Asesor**

**Dr. Alfredo López Jiménez
Asesor Externo – Colegio de Postgraduados**

**Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras
Subdirector de Posgrado e Investigación**

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, Blanca Neli Alonso Mireles y Rolando Garza González, por su apoyo incondicional en esta etapa de mi vida, además de guiarme por el buen camino y apoyarme en todos mis objetivos y metas.

A mi hermano Leonardo Alberto Garza Alonso, a mis abuelos y a toda mi familia.

Al Dr. Emilio Olivares Sáenz, por su valiosa aportación a la presente investigación, además de compartir desinteresadamente su conocimiento y experiencia, así como apoyarme tanto en cuestiones académicas como personales.

A todos mis maestros, por todo su apoyo brindado, sus buenas aportaciones y consejos.

Al Centro de Agricultura Protegida de la FAUANL por permitirme utilizar sus instalaciones, así como el apoyo de su planta laboral.

Al pueblo de México, que con sus impuestos hace posible que el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) financie la formación de profesionistas, agradecido por la beca proporcionada para mis estudios de posgrado.

ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS.....	x
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT.....	xvi
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. HIPÓTESIS.....	4
1.2. OBJETIVO GENERAL.....	4
1.3. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	4
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1. Generalidades de la Higuera.....	5
2.1.1. Origen y distribución.....	5
2.1.2. Producción mundial de higo.....	5
2.1.3. Producción nacional de higo.....	6
2.1.4. Principales usos y propiedades nutraceuticas.....	7
2.2. Características Botánicas y Agronómicas de la higuera.....	9
2.2.1. Taxonomía.....	9
2.2.2. Anatomía y morfología.....	9
2.2.2.1. Hojas.....	9
2.2.2.2. Tallo.....	10
2.2.2.3. Raíz.....	10

2.2.2.4. Fruto.....	10
2.2.3. Requerimientos edafoclimáticos.....	11
2.3. Nutrición Vegetal.....	11
2.3.1. Elementos esenciales para las plantas.....	11
2.3.2. Clasificaciones de los elementos esenciales.....	13
2.3.3. Nitrógeno.....	14
2.3.4. Fósforo.....	15
2.3.5. Potasio.....	16
2.3.6. Calcio.....	17
2.3.7. Magnesio.....	18
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	19
3.1. Ubicación del Experimento.....	19
3.2. Material Vegetal.....	19
3.3. Inducción de Deficiencias Nutrimientales.....	19
3.4. Preparación de Soluciones Nutritivas.....	21
3.5. Síntomas Visuales de Deficiencia de Macronutrientes.....	22
3.6. Monitoreo de Crecimiento de las Plantas.....	23
3.7. Determinación de Minerales.....	24
3.8. Rendimiento y Calidad de Frutos de Higuera.....	25
3.8.1. Tamaño, peso y cantidad de frutos.....	25
3.8.2. Características fisicoquímicas del fruto.....	25
3.8.3. Determinación de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante..	27

3.8.3.1. Preparación de la muestra.....	27
3.8.3.2. Extracción de compuestos fenólicos solubles (libres).....	27
3.8.3.3. Extracción de compuestos fenólicos ligados.....	28
3.8.3.4. Determinación de fenoles totales.....	28
3.8.3.5. Determinación de flavonoides totales.....	29
3.8.3.6. Determinación de taninos condensados.....	29
3.8.3.7. Capacidad antioxidante DPPH, ABTS y FRAP.....	29
3.9. Diseño Experimental y Análisis Estadístico.....	31
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
4.1. Identificación y Caracterización de Síntomas Visuales de Deficiencia....	32
4.1.1. Deficiencia de N.....	32
4.1.2. Deficiencia de P.....	33
4.1.3. Deficiencia de K.....	33
4.1.4. Deficiencia de Ca.....	34
4.1.5. Deficiencia de Mg.....	35
4.2. Crecimiento Vegetativo.....	36
4.3. Contenido Relativo de Clorofila.....	40
4.4. Concentración de Minerales en Hoja, Raíz y Tallo.....	41
4.5. Rendimiento y Calidad de Frutos de Higuera.....	48
4.5.1. Rendimiento y características fisicoquímicas del fruto.....	48
4.5.2. Concentración de minerales en frutos.....	52
4.5.3. Compuestos fenólicos y capacidad antioxidante.....	55

5. CONCLUSIONES.....	61
6. REFERENCIAS.....	62
ANEXO 1. CUADROS DE ANÁLISIS DE VARIANZA.....	75
ANEXO 2. ARTÍCULO PUBLICADO.....	99

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Contenido nutrimental de los frutos de la higuera.....	7
Cuadro 2.	Principales usos etnofarmacológicos de la higuera.....	8
Cuadro 3.	Información sobre los elementos esenciales para las plantas	12
Cuadro 4.	Solución nutritiva considerada para el desarrollo de la presente investigación.....	21
Cuadro 5.	Fuentes fertilizantes utilizadas para la preparación de soluciones nutritivas.....	22
Cuadro 6.	Crecimiento vegetativo de plantas de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	37
Cuadro 7.	Contenido de N, P, K, Ca y Mg en hoja, tallo y raíz de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	44
Cuadro 8.	Contenido de Fe, B, Mn, Zn y Cu en hoja, tallo y raíz de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	47
Cuadro 9.	Peso fresco, número, rendimiento, diámetro polar y ecuatorial de frutos de higuera con deficiencias de macronutrientes....	48

Cuadro 10.	Parámetros de color en pulpa y cascara de frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	52
Cuadro 11.	Concentración de macroelementos en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	53
Cuadro 12.	Concentración de microelementos en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	54
Cuadro 13.	Compuestos fenólicos totales, flavonoides y taninos condensados en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	56
Cuadro 14.	Capacidad antioxidante mediante los ensayos DPPH, ABTS y FRAP en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	58

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Superficie cosechada y producción de higos a nivel mundial..	5
Figura 2.	Superficie cosechada y producción de higos en México.....	6
Figura 3.	Establecimiento de las plantas de higuera en el invernadero..	20
Figura 4.	Descripción de las partes de la hoja de la higuera para facilitar la caracterización de síntomas visuales.....	23
Figura 5.	Síntomas de deficiencia de Nitrógeno observados en hojas maduras de higuera.....	32
Figura 6.	Síntomas de deficiencia de Fósforo observados en hojas maduras de higuera.....	33
Figura 7.	Síntomas de deficiencia de Potasio observados en hojas maduras de higuera.....	34
Figura 8.	Síntomas de deficiencia de Calcio observados en hojas nuevas de higuera.....	35
Figura 9.	Síntomas de deficiencia de Magnesio observados en hojas maduras de higuera.....	36

Figura 10.	Efecto de las deficiencias nutrimentales sobre el número de hojas (Izquierda) y área foliar (Derecha) en dos periodos de tiempo.....	39
Figura 11.	Contenido relativo de clorofila, expresado en unidades SPAD en los estratos bajo, medio y alto de las plantas de higuera.....	41
Figura 12.	Apariencia visual de los frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	49
Figura 13.	°Brix (a), acidez titulable (b) y pH (c) de frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.....	50

RESUMEN

La higuera (*Ficus carica* L.) es una planta con frutos comestibles apreciados por sus características organolépticas y alto valor comercial. Existen varios factores que afectan la producción de higo, entre ellos, la nutrición vegetal. Los macronutrientes cumplen funciones específicas en el metabolismo de las plantas, afectando algunas funciones cuando estos se encuentran en niveles inferiores a los requeridos por la planta, por lo que en la presente investigación se identificaron y caracterizaron los síntomas visuales de deficiencia de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio, así como los efectos en el crecimiento vegetativo, concentración de minerales en los tejidos de la higuera y calidad de frutos mediante la técnica del elemento faltante en un sistema de hidroponía bajo condiciones de invernadero.

Los síntomas visuales de deficiencia de macronutrientes fueron caracterizados. El N fue el elemento cuya deficiencia afectó en mayor medida el crecimiento vegetativo, las plantas presentaron menor crecimiento y diámetro del tallo, área foliar y menor peso seco. Seguidos fueron los tratamientos con ausencia de P y K. Además, se encontraron diferencias significativas en el contenido mineral en hoja, tallo y raíz, observando diversas interacciones de antagonismo y sinergismo de acuerdo con la ausencia de cada elemento.

En el caso de la producción de frutos, las plantas con deficiencia de N no tuvieron producción, mientras que los frutos de las plantas con ausencia de P, K y Ca

resultaron los más afectados en cuanto a tamaño, peso y características fisicoquímicas.

La concentración de minerales resultó con diferencia significativa entre los tratamientos ($p < 0.05$), encontrando algunas interacciones de sinergismo y antagonismo entre los iones. Los compuestos fenólicos se incrementaron en los frutos con deficiencia de P y Ca, así como la capacidad antioxidante DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) y ABTS (2,2'-azino-bis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)) en los frutos del tratamiento con deficiencia de Ca. En cuanto al ensayo FRAP (ferric reducing antioxidant power) se encontraron valores superiores para todos los tratamientos con ausencia de minerales (-P, -K, -Ca y -Mg) comparados con el control.

Los resultados obtenidos permiten explicar las respuestas de las plantas de higuera al estar sometidas a deficiencias nutrimentales.

Palabras clave: Elemento Faltante, Hidroponía, Higo, Nutrición Vegetal.

ABSTRACT

The common fig is an edible fruit appreciated for its organoleptic characteristics and high commercial value. Several factors, including mineral nutrition, affect fig production. Macronutrients fulfill specific functions in the metabolism of plants, affecting some functions when they are at low levels. So in the present research the visual symptoms of nitrogen, phosphorus, potassium, calcium and magnesium deficiencies were identified and characterized, as well as their effects on vegetative growth and mineral concentration in fig tree tissues, using the missing element technique in a controlled hydroponic system.

N was the element that most affected vegetative growth, causing smaller stem diameter, leaf area and dry weight. Treatments without P and K followed. In addition, significant differences were found in the mineral concentration in leaf, stem and root, with various interactions of antagonism and synergism observed according to the absence of each element.

On the other hand, N-deficient plants had no fruit production, while fruits with absence of P, K and Ca were the most affected in terms of size, weight and physicochemical characteristics. Mineral concentration resulted with significant differences between treatments ($p < 0.05$), finding some interactions of synergism and antagonism between ions. Phenolic compounds were increased in fruits with P and Ca deficiency, as well as the antioxidant capacity DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl)

and ABTS (2,2'-azino-bis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)) in the fruits of the treatment -Ca. Regarding the FRAP (ferric reducing antioxidant power) test, higher values were found for all treatments with no minerals (-P, -K, -Ca and -Mg) with respect to the control.

The results obtained allow us to explain the responses of the fig tree to nutritional deficiencies.

Keywords: *Common fig, hydroponics, missing element, mineral nutrition.*

1. INTRODUCCIÓN

La higuera (*Ficus carica* L.) es una de las especies del género *Ficus* ampliamente distribuida alrededor del mundo. Los frutos son apreciados por su alto valor comercial (USDA, 2019), alto contenido de azúcares (Crisosto, 2010), así como altas concentraciones de compuestos fenólicos y poder antioxidante (Vallejo *et al.*, 2011; Harzallah *et al.*, 2016). Además, diversos estudios han encontrado propiedades hipoglucémicas en las hojas (Deepa *et al.*, 2018) y otros efectos benéficos como anticancerígenos y antisépticos en frutos, raíz, tallo y hojas de la planta (Badgujar *et al.*, 2014).

El cultivo de higuera en México ha tomado importancia en los últimos años. A nivel mundial, la superficie cosechada y el volumen de producción de higo se ha mantenido constante en los últimos años, donde los principales países productores de higo son: Turquía, Egipto, Marruecos, Argelia e Irán (FAO, 2019). En algunos países como México, el cultivo de higuera ha mostrado una tendencia al alza, con una tasa de crecimiento anual promedio de 6% para la superficie cosechada y de un 13% en el volumen de producción (FAO, 2019). La superficie cosechada en México en el año 2017 fue de 1440 ha, con un rendimiento promedio de 5.6 t ha⁻¹ (FAO, 2019; SIAP, 2019). Sin embargo, en condiciones de invernadero, se han reportado rendimientos superiores a 100 t ha⁻¹ (Mendoza *et al.*, 2017). Los estados con mayor superficie sembrada son Morelos, Baja California Sur y Veracruz, con 772, 302 y 135 ha, respectivamente (SIAP, 2019).

Existen diversos factores físicos, químicos y biológicos que pueden influenciar el desarrollo de los cultivos, entre ellos la nutrición vegetal. Los nutrientes cumplen una función específica en las plantas, cuando uno de estos elementos no se encuentra en las cantidades adecuadas, su deficiencia en los tejidos promueve cambios en el metabolismo de la planta, afectando el crecimiento vegetativo, desarrollo y calidad de frutos. Los síntomas ocasionados por deficiencias tienden a ser similares en la mayoría de los cultivos, sin embargo, se ha demostrado que existen diferencias significativas en la respuesta a deficiencias nutrimentales entre las especies vegetales (Alves *et al.*, 2015; Alves *et al.*, 2016; Chen *et al.*, 2010; Dussán *et al.* 2016; Mota *et al.*, 2014).

Por medio de la técnica del elemento faltante es posible estudiar el efecto de la ausencia de algún elemento sobre el crecimiento de las plantas. Dicho método consiste en preparar una solución nutritiva completa sin agregar el elemento que se quiere analizar. A nivel mundial se han realizado numerosos trabajos sobre deficiencias nutrimentales en cultivos como cereales, hortalizas y frutales, así como en plantas de importancia forestal y ornamental. Sin embargo, se han realizado pocos trabajos de investigación sobre la nutrición de la higuera. Algunos experimentos se han basado en los efectos de los elementos esenciales en la planta, pero se habla poco sobre las deficiencias nutrimentales de éstos, por lo que existe un desconocimiento de los síntomas visuales de deficiencia, crecimiento y desarrollo vegetativo en higuera con ausencia de macronutrientes. Esref *et al.* (2008) estudiaron los efectos de distintas dosis de Ca, donde el peso medio del fruto disminuyó de 16.24 a 14.43 g al

no aplicar dicho elemento, lo que también produjo una reducción del 34% en el rendimiento por planta.

En otros estudios, Soliman *et al.* (2018) efectuaron evaluaciones similares con K, encontrando una reducción del 28.2% del peso del fruto y 10.34% en el contenido de sólidos solubles totales cuando las plantas se desarrollaron sin aplicación de K. Por otro lado, Holstein *et al.* (2017) reportaron una reducción del 18.7% en el rendimiento de frutos entre plantas con y sin aplicaciones de K. Gaaliche *et al.* (2019) evaluaron los efectos de la aplicación de K vía foliar contra la no aplicación del mismo elemento sobre la concentración de compuestos fenólicos, encontrando una disminución del 14.33% en el contenido de fenoles totales, 48% de reducción para flavonoides totales, así como un aumento del 34.44% en la capacidad antioxidante DPPH al no aplicar K. Para el resto de los macronutrientes, la información disponible es muy limitada, y en la mayoría de los casos, no se reportan suficientes variables que permitan tomar decisiones y concluir resultados.

Con base en lo anterior, el objetivo de la presente investigación fue identificar los síntomas visuales de la deficiencia de N, P, K, Ca y Mg, así como evaluar los efectos sobre el crecimiento de la planta, producción, características fisicoquímicas, contenido mineral, concentración de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de frutos de higuera.

1.1. HIPÓTESIS

La higuera presentará síntomas visuales específicos de deficiencia nutrimental ante la ausencia de cada macronutriente, afectando el crecimiento y desarrollo vegetativo, concentración de nutrientes en los tejidos de la planta y calidad de frutos.

1.2. OBJETIVO GENERAL

Determinar los efectos de las deficiencias de Nitrógeno, Fósforo, Potasio, Calcio y Magnesio en el cultivo de la higuera

1.3. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1- Caracterizar los síntomas visuales de deficiencias de macronutrientes en el cultivo de la higuera.

2- Evaluar los efectos de las deficiencias nutrimentales de N, P, K, Ca y Mg en el crecimiento y desarrollo de la higuera.

3- Determinar la concentración de minerales en raíz, tallo y hojas de la higuera con deficiencia de N, P, K, Ca y Mg.

4- Determinar la producción, parámetros de calidad, compuestos bioactivos, minerales y capacidad antioxidante de frutos de higuera con deficiencia de N, P, K, Ca y Mg.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades de la Higuera

2.1.1. Origen y distribución

La higuera (*Ficus carica* L., $2n=26$) es una de las plantas cultivadas más antiguas del mundo, incluso forma parte de las seis especies mencionadas en la biblia, junto con la vid, palma datilera, olivo, granado y trigo. De acuerdo con los botánicos, el cultivo de la higuera fue mencionado por el Rey Urukagina en la Era Sumeria cerca del 2900 A.C. Cuando la planta se extendió por Asia Menor, se le dio el nombre *carica*, en referencia a la antigua región de Caria (Dalkilic, 2017).

2.1.2. Producción mundial de higo

La producción mundial de higo ha ido en aumento en las últimas décadas. Para el año 2017, la superficie cosechada total fue superior a las 300,000 hectáreas, con un volumen de producción total cercano a las 400,000 toneladas (FAO, 2019) (Figura 1).

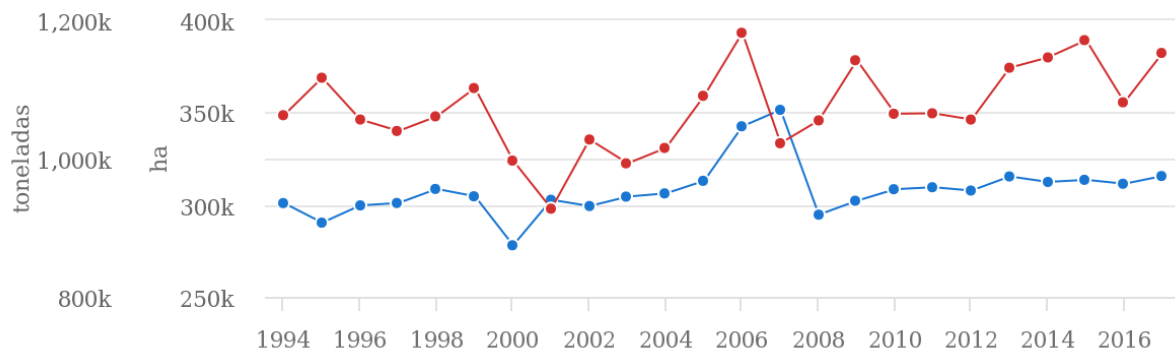


Figura 1. Superficie cosechada y producción de higos a nivel mundial. Línea azul: Superficie cosechada, Línea roja: Producción total

Los diez principales productores de higo del mundo son: Turquía, Egipto, Marruecos, Argelia, Irán, Siria, España, Estados Unidos, Túnez y Grecia, aunque recientemente otros países han incrementado la superficie sembrada de este cultivo (FAO, 2019).

2.1.3. Producción nacional de higo

En México, el cultivo de higuera ha mostrado una tendencia al alza, con una tasa de crecimiento anual promedio de 6% para la superficie cosechada y de un 13% en el volumen de producción. La superficie cosechada en México en el año 2017 fue de 1440 ha, con un rendimiento promedio de 5.6 t ha⁻¹ (FAO, 2019) (Figura 2). Sin embargo, bajo condiciones de invernadero, se han reportado rendimientos superiores a 100 t ha⁻¹ (Mendoza et al., 2017).

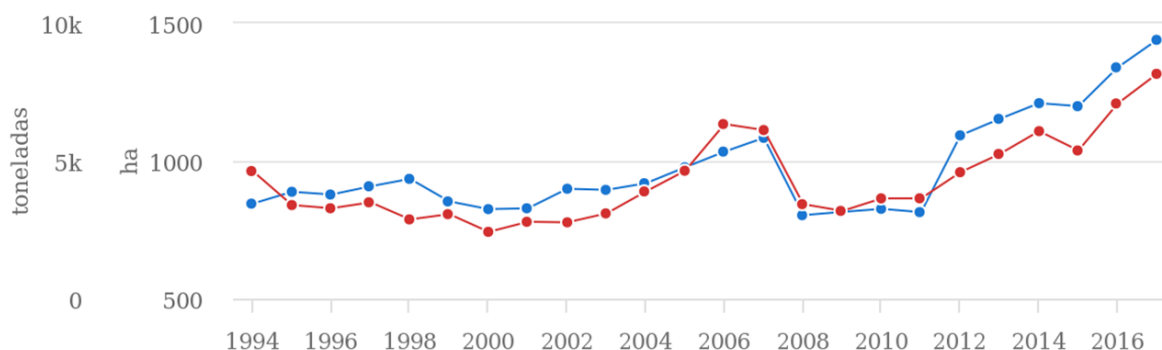


Figura 2. Superficie cosechada y producción de higos en México. Línea azul: Superficie cosechada, Línea roja: Producción total

La mayor parte de la superficie cosechada de higos en México se concentra en el estado de Morelos con 772 ha (53.6% del total nacional), seguido de Baja California Sur con 302 ha (21%) y Veracruz con 135 hectáreas (9.4%), mientras que el resto se encuentra distribuido por toda la República Mexicana (SIAP, 2019). La higuera en

México se encuentra comúnmente como planta de traspatio, principalmente en los estados del norte del país.

2.1.4. Principales usos y propiedades nutraceuticas

Tradicionalmente, el principal producto de interés de la higuera es el fruto. El higo es consumido como fruto fresco o seco, los cuales son altamente apreciados por sus características organolépticas y su alto contenido nutrimental (Cuadro 1).

Cuadro 1. Contenido nutrimental de los frutos de higuera

Componente de la dieta	Cantidad por 100 g de muestra
Calorías totales	283
Calorías de grasa	4.7
Grasa total	0.52 g
Colesterol	0.0 mg
Sodio	12.26 mg
Potasio	609 mg
Calcio	133 mg
Hierro	3.07 mg
Carbohidratos totales	66.16 mg
Fibra dietética total	12.21 g
Insoluble	8.47 g
Soluble	3.47 g
Azucares	49 g
Proteína	3.14 g
Vitamina A	9.76 UI
Vitamina C	0.68 mg

Fuente: Barolo *et al.* (2014).

Además del consumo del fruto, se han reportado distintos usos etnofarmacológicos de distintas partes de la higuera, como raíz, tallo, hoja y fruto. En el Cuadro 2 se presenta un resumen de los principales usos de las partes de la higuera.

Cuadro 2. Principales usos etnofarmacológicos de la higuera

Partes de la planta	Usos
Hoja	Tos, Prevención de anemia, Antihelmíntico, Tuberculosis.
Hoja, raíz, fruto	Tratamiento de cólicos, Indigestión, Pérdida del apetito.
Fruto	Antidiarreico, Cardiovascular, Antiespasmódico, Antinflamatorio, Antiplaquetario, Antioxidante, Anticancerígeno, Expectorante y diurético, Problemas de la visión, Maduración de pústulas en la piel.
Látex	Tratamiento de verrugas, anti cáncer.
Tallo	Preparaciones homeopáticas.

Barolo *et al.* (2014); Mawa *et al.* (2013).

2.2. Características Botánicas y Agronómicas de la Higuera

2.2.1. Taxonomía

La clasificación taxonómica completa de la higuera se encuentra publicada en el Integrated Taxonomic Information System (ITIS, 2019), la cual consiste en lo siguiente:

Reino: *Plantae*

Subreino: *Viridiplantae*

Superdivisión: *Embryophyta*

División: *Magnoliophyta*

Subdivisión: *Spermatophytina*

Clase: *Magnoliopsida*

Orden: *Rosales*

Familia: *Moraceae*

Género: *Ficus*

Especie: *Ficus carica* L.

2.2.2. Anatomía y morfología

2.2.2.1. Hojas

Las hojas de la higuera son de tamaño grande, palmeada, alternas y con grandes estípulas. El peciolo es largo y grueso. El contorno está marcado por lóbulos, entre tres y siete, dependiendo del cultivar. El haz es de color verde intenso brillante y áspero al tacto debido a la presencia de tricomas, mientras que el envés es muy reticulado, con las nervaduras principales muy marcadas en forma palmeada. El color del envés es menos intenso, aunque tiene la misma aspereza (Flores, 1990).

2.2.2.2. Tallo

Los tallos de la higuera son formaciones de madera poco densa. Las intersecciones de los tallos primarios y secundarios son gruesas, con nudos abultados y tendencia a formar arcos, con la dominancia de la yema terminal. La curvatura natural de los tallos es muy apropiada para realizar propagación mediante acodos. La base del tallo principal es frecuentemente poblada de rebrotes o “chupones”, los cuales son tallos juveniles, altamente vegetativos, sin producción de frutos. Naturalmente, la higuera puede alcanzar hasta 8-10 m de altura en zonas favorables, sin embargo, se mantiene como planta arbustiva en regiones adversas (Flores, 1990).

2.2.2.3. Raíz

El sistema radicular de la higuera es fasciculado, sin predominancia de una raíz principal, sino de varias con disposición radial. Las raíces principales son muy abultadas y superficiales, mientras que el resto son fibrosas y frágiles. El 80% del sistema radicular se encuentra en los primeros 25-45 cm del suelo (Flores, 1990).

2.2.2.4. Fruto

El fruto comercial de la higuera es el “higo” o “brevia”, lo cual depende solamente de la diferenciación temporal de su desarrollo y maduración natural (brevas en primavera, higos en verano), ya que no existe diferencia morfológica o genética entre ambos frutos (Flores, 1990). Botánicamente, el higo no es un fruto verdadero, sino un conjunto de aquenios agrupados al interior de un receptáculo (cáscara), por lo tanto, dicho conjunto de frutos es considerado infrutescencia (sicono), mientras que la

cáscara corresponde a una parte del tallo modificada, donde los frutos verdaderos se encuentran en la pulpa (Crisosto *et al.*, 2011). Morfológicamente, los frutos de la higuera presentan diversas formas y colores, lo cual se ha tomado como base para clasificar los cultivares.

2.2.3. Requerimientos edafoclimáticos

El clima ideal para la higuera es el mediterráneo. Los límites térmicos de esta especie son -12°C , ocasionando la muerte de la planta, y -6°C en que mueren los frutos. Las necesidades de horas calor son de $3500-4000^{\circ}\text{C}$ para la maduración de los higos, mientras que las horas frío necesarias para salir del reposo invernal se encuentran entre las 100-300. En cuanto a altitud, la higuera se desarrolla entre el nivel del mar y los 1200 msnm. En cuanto a necesidades hídricas, la higuera requiere entre 600-700 mm por año para un desarrollo óptimo. Por otro lado, la planta es considerada de resistencia media a la salinidad, soportando una conductividad del agua de riego de 3.7 dS m^{-1} y del suelo de hasta 5.5 dS m^{-1} , adaptándose a la mayoría de los suelos, con excepción de los más húmedos, prefiriendo suelos profundos, calcáreos y de pH alrededor de 8-8.5 (Agustí, 2010).

2.3. Nutrición Vegetal

2.3.1. Elementos esenciales para las plantas

Para el crecimiento normal de las plantas se consideran únicamente 17 elementos esenciales, incluyendo al carbono, hidrógeno y oxígeno. Dichos elementos se presentan en el Cuadro 3 (Tisdale *et al.*, 1997).

Cuadro 3. Información sobre los elementos esenciales para las plantas

Elemento	Esencialidad descubierta por:	Año de descubrimiento	Formas asimilables por las plantas	Concentración media en los tejidos vegetales
H	Desde tiempos inmemorables	-	H ₂ O	6%
O	Desde tiempos inmemorables	-	CO ₂ , O ₂	45%
C	Priestley <i>et al.</i>	1800	CO ₂	45%
N	Theodore de Saussure	1804	NO ₃ ⁻ , NH ₄ ⁺	1.5%
K	C. Sprengel	1839	K ⁺	1%
Ca	C. Sprengel	1839	Ca ²⁺	0.5%
Mg	C. Sprengel	1839	Mg ²⁺	0.2%
P	C. Sprengel	1839	H ₂ PO ₄ ⁻ , HPO ₄ ²⁻	0.2%
S	Sachs and Knop	1860	SO ₄ ²⁻	0.1%
Cl	T.C. Broyer <i>et al.</i>	1954	Cl ⁻	10 ppm
Fe	E. Gris	1843	Fe ²⁺	100 ppm
B	K. Warrington	1923	H ₃ BO ₃ , H ₂ BO ₃ ⁻ , HBO ₃ ²⁻ , BO ₃ ³⁻	20 ppm
Mn	J.S. McHargue	1922	Mn ²⁺	20 ppm
Zn	A.L. Sommer and C.P. Lipman	1926	Zn ²⁺	20 ppm
Cu	A.L. Sommer <i>et al.</i>	1931	Cu ²⁺	6 pm
Mo	D.I. Arnon and P.R. Stout	1939	MoO ₄ ²⁻	0.1 ppm
Ni	P.H. Brown <i>et al.</i>	1987	Ni ²⁺	0.1 ppm

Arnon y Stout (1939) propusieron los requisitos para que un elemento sea considerado como esencial. Dichos requisitos son:

- 1- Con la ausencia del elemento es imposible un desarrollo normal de la planta, por lo que es imposible que complete su ciclo de vida.
- 2- La deficiencia de un elemento solo puede ser corregida con el elemento correspondiente, por lo que no puede ser reemplazado por otro elemento.
- 3- Las funciones sobre el metabolismo vegetal deben ser conocidas y deben ejercer una acción directa en la nutrición de la planta.
- 4- El elemento debe ser requerido por la mayoría de las especies vegetales.

2.3.2. Clasificaciones de los elementos esenciales

Existen diversos criterios de clasificación de los elementos, donde el más utilizado es el basado en la concentración del elemento en la planta, por lo cual se dividen en dos grandes grupos: elementos mayores o macronutrientes y elementos menores o micronutrientes.

Los elementos mayores incluyen el C, O, H, N, P, K, Ca, Mg y S. Dentro del grupo de los macronutrientes, se encuentran dos subgrupos:

Elementos primarios: N, P y K, los cuales se requieren en grandes cantidades

Elementos secundarios: Ca, Mg y S, los cuales se requieren en cantidades moderadas.

Dentro de los elementos menores o micronutrientes se encuentran: Fe, Mn, Zn, Cu, Ni, B, Mo y Cl, los cuales se requieren en menores cantidades (Karthika *et al.*, 2018).

El segundo criterio de clasificación de los elementos se basa en las funciones del elemento en la planta, destacando cuatro grupos:

Grupo 1: Elementos involucrados en la formación de compuestos orgánicos. N, S.

Grupo 2: Elementos importantes en el almacenamiento de energía e integridad estructural. P, B.

Grupo 3: Elementos encontrados en forma iónica involucrados como cofactores y osmorregulación. K, Ca, Mg, Cl, Mn.

Grupo 4: Elementos involucrados en reacciones de oxidación-reducción. Fe, Zn, Cu, Ni y Mo (Karthika *et al.*, 2018).

2.3.3. Nitrógeno

El N es un elemento requerido en grandes cantidades por las plantas, el cual se encuentra entre el 1-5% del peso seco total. Las formas de absorción son como nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+). El N es un importante constituyente de varios componentes celulares. Es esencial para la formación de ácidos nucleicos, proteínas, aminoácidos, fosfolípidos, entre otros. Además, es uno de los componentes principales de la molécula de clorofila. A su vez, este elemento tiene un rol esencial en la bioquímica de enzimas, pigmentos fotosintéticos y otros compuestos no proteicos (Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012; Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018).

La deficiencia de N inhibe el crecimiento general de las plantas. Los síntomas de deficiencia comienzan con amarillamiento o clorosis de las hojas maduras, lo anterior debido al colapso de los cloroplastos al movilizarse el N a las partes apicales de la planta. Además, las hojas resultan de menor tamaño y ocurre la caída prematura

de las mismas (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

2.3.4. Fósforo

El P es un elemento que se encuentra en las plantas entre el 0.1 y 0.4% con respecto a la materia seca total, lo cual representa de 1/5 a 1/10 del contenido de N o K. Las principales formas asimilables para las plantas son H_2PO_4^- o HPO_4^{2-} . El P es un constituyente importante de la estructura de los ácidos nucleicos y las membranas lipídicas, además de ser componente de la adenosina trifosfato (ATP), por lo cual está involucrado en todas las reacciones de transferencia de energía en las células. Por otra parte, este elemento participa en la fotosíntesis, translocación de azúcares, movimiento de nutrimentos en la planta y transferencia de características genéticas debido a que es componente del DNA y RNA (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

La deficiencia de P afecta el crecimiento general de las plantas. Debido a que el P es un elemento móvil, los síntomas se observan primero en hojas maduras, donde por lo general se presenta una coloración púrpura debido a la acumulación de antocianinas. Otro síntoma particular de deficiencia de P se observa como coloración verde intenso y algunos puntos necróticos en hojas maduras. Además, la expansión foliar resulta afectada, disminuyendo el área foliar de la planta (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

2.3.5. Potasio

El K es absorbido por las plantas en forma iónica (K^+), el cual tiene una alta movilidad a través del xilema y floema. La concentración en los tejidos vegetales varía entre 1 y 5%. Este elemento no participa como componente estructural en las células, sino como regulador del desarrollo y metabolismo en las plantas. Una de las principales funciones del K en las plantas es como activador enzimático, participando en más de 60 enzimas, incluyendo algunas involucradas en la respiración y fotosíntesis, ayudando a incrementar las tasas fotosintéticas y asimilación de CO_2 . Otra de las funciones más importantes del K es como regulador de la apertura y cierre estomático, así como la regulación de la presión osmótica de las células para mantener la turgencia de la planta. A su vez, el K favorece la movilidad de agua, nutrimentos y fotoasimilados en el floema (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

Los síntomas de deficiencia de K comienzan en hojas maduras, debido a que este elemento es móvil en la planta. Dichos síntomas se presentan como clorosis en los márgenes de la hoja, la cual avanza gradualmente hacia el centro. La deficiencia de K afecta la producción y calidad de frutos en la mayoría de las plantas (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

2.3.6. Calcio

El Ca se encuentra entre el 0.2 y 1% de la materia seca total de las plantas, las cuales lo absorben como catión divalente (Ca^{2+}). Una de las funciones más conocidas del Ca es como constituyente de la pared y membrana celular, manteniendo la integridad de esta. Por otro lado, el Ca participa como mensajero secundario para mantener las funciones celulares. Este elemento juega un rol importante en la elongación y división celular, por lo tanto, participa en el desarrollo de los meristemas. A su vez, el Ca está involucrado en la activación de varias enzimas, como fosfolipasa, arginina quinasa, amilasa y ATPasa (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

Los síntomas de deficiencia de Ca se evidencian como clorosis, deformidad y tamaño reducido de las hojas jóvenes, debido a que este elemento no es móvil en la planta. Cuando la deficiencia avanza, las hojas pueden tornarse necróticas. Los tejidos meristemáticos de la planta resultan afectados al existir deficiencia severa de este elemento. Uno de los síntomas de deficiencia más conocidos es la pudrición apical de algunos frutos, como es el caso del tomate (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

2.3.7 Magnesio

El Mg es tomado por las plantas en forma iónica (Mg^{2+}), donde la concentración varía entre el 0.05 y 0.5% del peso seco total. Este elemento es muy móvil en los tejidos de las plantas, donde una de las funciones más conocidas es como constituyente de la molécula de clorofila, ubicándose al centro de esta, por lo que participa activamente en la fotosíntesis, donde las reacciones lumínicas en el estroma también son promovidas por el Mg. Una de las funciones clave del Mg es la activación de la enzima Ribulosa Bifosfato Carboxilasa (Rubisco), así como la asimilación de CO_2 y producción de azúcares. Este elemento también cumple un rol como activador de varias enzimas, así como funciones de estabilización de nucleótidos y ácidos nucleicos. En cuanto a funciones genéticas, el Mg es un componente esencial de los polirribosomas (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

Los síntomas de deficiencia de Mg se aprecian inicialmente en hojas maduras, debido a la movilidad de este elemento hacia las partes más altas de la planta. Los síntomas incluyen clorosis intervenal y efectos de rayado en la lámina de la hoja. En etapas más avanzadas, la zona de clorosis intervenal tiende a evolucionar a necrosis hasta el secado y muerte de las hojas (Karthika *et al.*, 2018; Kathpalia y Bhatla, 2018; Alcántar *et al.*, 2016; Hawkesford *et al.*, 2012).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del Experimento

La presente investigación se realizó en las instalaciones del Centro de Agricultura Protegida de la Facultad de Agronomía de la UANL, localizado en el Campus de Ciencias Agropecuarias en el municipio de Gral. Escobedo, N. L., con una ubicación geográfica de 25° 47' 07'' latitud Norte, 100° 17' 03'' longitud Oeste, con una altitud de 479 msnm (INEGI, 2019). El experimento se llevó a cabo bajo condiciones controladas mediante un invernadero de tipo gótico, con una superficie de 1,000 m² y altura aproximada de 4.5 m en las canaletas laterales y 7 m a la parte más alta. La temperatura media diaria del interior del invernadero fue de 25°C y la humedad relativa 75 %.

3.2. Material Vegetal

Las plantas utilizadas corresponden a la variedad "Adriatic", el fruto es de tipo blanco (maduración del epicarpio verde) y pulpa color rojo claro. El tamaño es mediano, peso promedio aproximado de 30 g. Las plantas fueron proporcionadas por el vivero de plantas nativas de la Facultad de Agronomía de la UANL, las cuales tenían una edad de seis meses.

3.3. Inducción de Deficiencias Nutrimientales

Para inducir las deficiencias nutrimentales en las plantas se utilizó la técnica del elemento faltante, que consistió en eliminar de la solución nutritiva el elemento en

estudio para cada uno de los casos (-N, -P, -K, -Ca, -Mg, y un tratamiento completo). El sustrato utilizado fue perlita, material inerte de pH neutro y sin contenido de nutrimentos minerales (Papadopoulos *et al.*, 2008). Para el desarrollo del experimento, se utilizaron macetas de 19 L con una planta cada una, tutoradas a un solo tallo. Antes de colocar las plantas, se realizó un lavado del sistema radicular con agua destilada para eliminar los restos de suelo, sustrato y otras impurezas. El riego se suministró de manera automática mediante el uso de temporizadores, aplicando 8 impulsos diarios de 60 mL cada uno por maceta, utilizando contenedores de 50 L con las soluciones nutritivas de cada tratamiento (Figura 3).



Figura 3. Establecimiento de las plantas de higuera en el invernadero.

Los tratamientos evaluados en la presente investigación fueron: solución nutritiva completa (Control); solución sin nitrógeno (-N); solución sin fósforo (-P); solución sin potasio (-K); solución sin calcio (-Ca) y solución sin magnesio (-Mg). El

experimento se estableció el 10 de septiembre del 2018, llevando a cabo las observaciones del 24 de septiembre del mismo año al 22 de abril del 2019.

3.4. Preparación de Soluciones Nutritivas

Para la preparación de las soluciones nutritivas se seleccionó la solución propuesta por Hewitt, la cual fue evaluada en higuera por Sevil *et al.* (2007) bajo condiciones similares (Cuadro 4).

Cuadro 4. Solución nutritiva considerada para el desarrollo de la presente investigación

Elemento	mg L ⁻¹	Elemento	mg L ⁻¹
N	168	Fe	2.8
P	41	Mn	0.55
K	156	B	0.54
Ca	160	Cu	0.064
Mg	36	Zn	0.065
S	48	Mo	0.048

Las soluciones nutritivas se prepararon utilizando agua de lluvia, con una conductividad eléctrica de 0.05 dS m⁻¹. En los análisis químicos del agua, no se encontraron minerales que afectaran la investigación. Para la preparación de las soluciones nutritivas se utilizaron fuentes fertilizantes carentes de cada elemento en estudio (Cuadro 5).

Cuadro 5. Fuentes fertilizantes utilizadas para la preparación de soluciones nutritivas

Fuentes fertilizantes	Soluciones Nutritivas					
	Completa	-N	-P	-K	-Ca	-Mg
KNO ₃	358.41*	-	235*	-	358.3*	409*
KH ₂ PO ₄	26*	39.64*	-	-	-	205*
18-18-18	38.83*	-	-	-	383*	4*
MgSO ₄	271*	271*	271*	271*	271*	
Ca (NO ₃) ₂	440*	-	440*	440*	-	440*
K ₂ SO ₄	144*	455*	274*	-	-	-
CaSO ₄	-	488*	-	-	-	-
NH ₄ H ₂ PO ₄	-	-	-	26.8*	-	-
NH ₄ NO ₃	-	-	-	141.7*	74*	-
H ₃ PO ₄	98**	98**	-	98**	-	-
HNO ₃	-	-	76**	-	-	-
Complejo de Micronutrientos	45*	45*	45*	45*	45*	45*

*mg L⁻¹ **μL L⁻¹

3.5. Síntomas Visuales de Deficiencias de Macronutrientos

Para la identificación y caracterización de los síntomas visuales de deficiencias de macronutrientos se utilizaron las cartas de color para tejidos vegetales de Munsell (Munsell Color, Estados Unidos), las cuales identifican los colores específicos en el caso de clorosis y necrosis de los tejidos. Para la descripción de los síntomas se zonificó la hoja de la higuera, tal y como se presenta en la Figura 4.

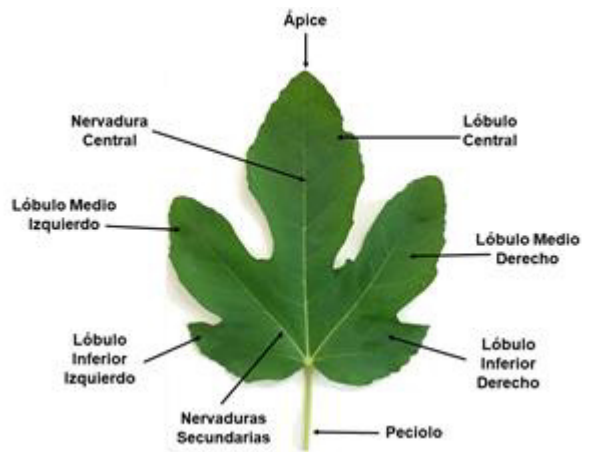


Figura 4. Descripción de las partes de la hoja de la higuera para facilitar la caracterización de síntomas visuales

3.6. Monitoreo de Crecimiento de las Plantas

Los datos de crecimiento se tomaron semanalmente, en el periodo comprendido del 24 de septiembre del 2018 al 22 de abril del 2019, realizando las lecturas a la misma hora del día. Las variables evaluadas fueron las siguientes:

- 1- Número de hojas: Se realizó un conteo de las hojas completamente expandidas.
- 2- Elongación del tallo: Para tomar esta medida se utilizó la metodología propuesta por Muñoz (2009), la cual consiste en marcar la rafia de tutoreo en intervalos específicos de tiempo y medir el crecimiento.
- 3- Distancia de entrenudos: La distancia de cada entrenudo de la planta fue medida y se calculó la media para cada planta.

4- Área foliar: Para esta variable, se midió el ancho de la hoja en su parte más amplia. Con los datos obtenidos se estimó el área foliar utilizando el modelo de regresión propuesto por Giaccone *et al.* (2017) para el cultivo de la higuera, aplicándolo en cada hoja y realizando la sumatoria para obtener el área foliar total de la planta.

5- Diámetro del tallo: Esta variable se obtuvo directamente por medio de un vernier digital marca Truper (México). El tallo se marcó a 30 cm de la base con la finalidad de tomar las lecturas en el mismo punto.

6- Contenido Relativo de Clorofila: Al final del experimento, se midió el contenido de clorofila expresado en unidades SPAD utilizando el equipo portátil SPAD-502 de Minolta (Konica Minolta, Japón). Dicha medición se realizó considerando tres estratos de la planta.

7- Determinación de peso seco: Al final del experimento, se determinó el peso seco de la planta, considerando raíz, tallo y hojas. Las muestras fueron colocadas en un horno de secado Yamato DX602C a una temperatura de 60°C por tres días. La materia resultante fue pesada en una báscula digital.

3.7. Determinación de Minerales

En esta investigación se determinó la concentración de nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), boro (B), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) en hoja, raíz, tallo y frutos de la higuera.

El material resultante de la determinación de peso seco fue triturado y sometido a una digestión ácida en una mezcla de ácido perclórico y ácido nítrico, de acuerdo con la metodología propuesta por Alcántar y Sandoval (1999).

El N se cuantificó mediante el método micro Kjendahl de acuerdo con la metodología de Bremner (1965). Para la determinación de P, K, Ca, Mg, Fe, B, Mn, Zn y Cu se analizó el extracto mencionado anteriormente mediante un espectrómetro de emisión atómica de inducción por plasma acoplado (ICP-AES) Agilent modelo 725-ES.

Todos los análisis de minerales fueron realizados en el Laboratorio de Nutrición Vegetal del Instituto de Edafología e Hidrociencias del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Texcoco, Estado de México.

3.8. Rendimiento y Calidad de Frutos de Higuera

3.8.1. Tamaño, peso y cantidad de frutos

Para evaluar el tamaño, peso y cantidad de frutos se consideraron las siguientes variables: número de frutos por planta, peso fresco, rendimiento por planta, diámetro polar y diámetro ecuatorial.

3.8.2. Características fisicoquímicas del fruto

Para evaluar las características fisicoquímicas, se consideró solamente la parte interna del fruto (pulpa), en donde se determinaron las siguientes variables:

1- Grados Brix: Esta medición se obtuvo mediante un refractómetro digital marca Atago Pen-pro (Atago Inc., Estados Unidos), con un rango de 0-85%. Para efectuar las lecturas se tomó una porción de pulpa y fue colocada directamente en el sensor del equipo.

2- Acidez Titulable: Para esta determinación, se pesaron 5 g de muestra, los cuales fueron licuados con 40 mL de agua destilada durante 30 segundos. Posteriormente, se tomaron 2 mL de la mezcla con 8 mL de agua destilada y se realizó una titulación con NaOH al 0.01 N. El indicador utilizado fue fenolftaleína al 2%. Los cálculos necesarios se realizaron de acuerdo con la metodología propuesta por la Asociación Oficial de Química Analítica (AOAC, 2000).

3- pH: Para esta determinación, al igual que en la prueba anterior, se pesaron 5 g de muestra, los cuales fueron licuados con 40 mL de agua destilada durante 30 segundos. La medición de pH se realizó directamente sobre la mezcla utilizando un medidor pH/ORP Meter HI 2221.

4- Color: Las evaluaciones cromáticas de la pulpa y cáscara se determinaron directamente con un colorímetro portátil (Konica Minolta BC-10, Konica Minolta, Japón). Los parámetros cromáticos se obtuvieron utilizando los sistemas de color CIELAB (L^* , a^* , b^*) y CIELCH (L^* , C^* , h^*) de acuerdo con la Commission Internationale De L'ecleirage (CIE, 2004). L^* define luminosidad (0 negro, 100 blanco), a^* indica rojo (a^* positivo) o verde (a^* negativo), b^* indica amarillo (b^* positivo) o azul (b^* negativo),

C^* (cromo) nivel de saturación y h^* (ángulo de tono: 0° =rojo, 90° = amarillo, 180° = verde, 270° =azul). La visualización del color se obtuvo utilizando el software en línea ColorHexa (2019) utilizando los valores L^* , a^* y b^* .

3.8.3 Determinación de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante

3.8.3.1 Preparación de la muestra

Los ensayos para la determinación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante se realizaron en el Laboratorio de Química y Bioquímica, de la Facultad de Agronomía de la UANL. Para los análisis de compuestos fenólicos, fueron seleccionados tres frutos por planta, de los cuales fue separada la pulpa y cáscara, de acuerdo con (Harzallah *et al.*, 2016).

3.8.3.2 Extracción de compuestos fenólicos solubles (libres)

Para la extracción de compuestos solubles, se pesaron 5 g de muestra y fueron licuados con 50 mL de metanol al 80% durante 30 segundos. Posteriormente, la mezcla fue filtrada utilizando tela de organza para separar el material insoluble del jugo (dicho material insoluble fue almacenado para realizar la extracción de compuestos fenólicos ligados). El jugo resultante fue colocado en tubos Falcon de 50 mL y centrifugados a 4500 rpm durante 5 minutos. El sobrenadante fue recuperado y almacenado en oscuridad a -20°C para realizar las mediciones. Todo lo anterior de acuerdo con García *et al.* (2019).

3.8.3.3 Extracción de compuestos fenólicos ligados

El material insoluble almacenado de la extracción anterior fue colocado en tubos de ensayo, a los cuales se agregaron 5 mL de NaOH 2M y mezclado durante 2 horas. Posteriormente, se agregó HCl al 36% hasta alcanzar un pH de 2. Una vez alcanzado el pH, la mezcla se pasó a tubos Falcon, a los cuales se agregaron 5 mL de acetato de etilo y se centrifugaron a 4500 rpm durante 5 min. Posteriormente, se recuperó el sobrenadante en tubos de ensayo para agregar nuevamente 5 mL de acetato de etilo y centrifugar a 4500 rpm. El sobrenadante total recuperado se colocó en un rotovapor Yamato RE201 (Yamato, Japón) durante 10 minutos para evaporar el acetato de etilo. Una vez evaporado, se procedió a resuspender la muestra con 3 mL de metanol al 80 %. La solución final resultante fue recuperada y almacenada en oscuridad a -20°C para realizar las mediciones. Todo lo anterior de acuerdo con García *et al.* (2019).

3.8.3.4 Determinación de fenoles totales

Para la determinación de compuestos fenólicos totales, se tomaron 0.2 mL de cada extracto y fueron mezclados con 2.6 mL de agua destilada y 0.2 mL de reactivo Folin-Ciocalteu. Después de 5 minutos se añadieron 2 mL de Na₂CO₃ al 7 % y se agitó la solución por 30 segundos. Posteriormente, se dejó reposar la mezcla durante 90 minutos en oscuridad y fue medida la absorbancia a una longitud de onda de 750 nm. Los cálculos se realizaron por medio de una curva de calibración de ácido gálico en un rango de 0 a 200 mg L⁻¹ (R²=0.99). La concentración de fenoles totales fue reportada como miligramos equivalentes de ácido gálico por kg de muestra (mgGAE kg⁻¹).

3.8.3.5 Determinación de flavonoides totales

La concentración de flavonoides totales fue determinada por medio de la reacción $\text{AlCl}_3 - \text{NaNO}_2 - \text{NaOH}$. Para iniciar la mezcla, fueron tomados 0.2 mL del extracto y fueron mezclados con 3.5 mL de agua destilada. Posteriormente, se agregaron 0.15 mL de NaNO_2 al 5%, 0.15 mL de AlCl_3 al 10% y 1 mL de NaOH 1M, lo anterior en intervalos de 5 minutos entre cada adición de reactivos. La mezcla se dejó reposar durante 15 minutos y posteriormente se midió la absorbancia a 510 nm de longitud de onda. Los cálculos se realizaron mediante una curva de calibración de catequina en un rango de 0 a 200 mg L^{-1} ($R^2=0.99$). Los resultados fueron reportados como miligramos equivalentes de catequina por kilogramo de muestra (mgCatE kg^{-1}).

3.8.3.6 Determinación de taninos condensados

Para la determinación del contenido de taninos se utilizó una reacción de Vainillina- H_2SO_4 , para lo cual se tomaron 0.25 mL del extracto, 0.65 mL de Vainillina al 1% y 0.65 mL de H_2SO_4 al 25%. La mezcla se dejó reposar durante 15 minutos a 30° C y posteriormente se midió la absorbancia a una longitud de onda de 500 nm. Los cálculos se realizaron mediante una curva de calibración de catequina en un rango de 0 a 200 mg L^{-1} ($R^2=0.99$). Los resultados fueron reportados como miligramos equivalentes de catequina por kilogramo de muestra (mgCatE kg^{-1}).

3.8.3.7 Capacidad antioxidante DPPH, ABTS y FRAP

La capacidad antioxidante DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) fue evaluada utilizando una solución de trabajo 60 μM en metanol al 80%, la cual se ajustó a una

absorbancia de 0.990 a 517 nm de longitud de onda. El ensayo se realizó mediante una mezcla de 50 μ L del extracto con 1.5 mL de solución de trabajo DPPH, la cual se dejó reposar por 30 minutos en oscuridad. La absorbancia fue determinada a la longitud de onda antes mencionada.

La capacidad antioxidante ABTS (2,2'-azino-bis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)) fue determinada utilizando una solución de trabajo obtenida mediante la mezcla de 1 mL de ABTS 7.4 mM y 1 mL de $K_2S_2O_8$, la cual se dejó reaccionar durante 12 horas en oscuridad. La absorbancia fue ajustada a 0.995 con una longitud de onda de 734 nm. El ensayo se realizó añadiendo 50 μ L del extracto y 1.5 mL de la solución de trabajo ABTS. La mezcla se dejó reposar durante 30 minutos y se determinó la absorbancia a la longitud de onda antes mencionada.

La capacidad antioxidante FRAP (ferric reducing antioxidant power) fue determinada utilizando una solución de trabajo preparada con 300 mM $C_2H_3NaO_2 \cdot 3H_2O$, 10 mM de TPTZ (2,4,6-tripyridyl-s-triazine, en 40 mM HCl) y 20 mM de $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ en una relación 10:1:1 (V:V:V). El ensayo se realizó añadiendo 50 μ L del extracto y 1.5 mL de la solución de trabajo FRAP. La reacción se dejó reposar por 30 minutos en la oscuridad a 37° C. Posteriormente, se midió la absorbancia a 593 nm de longitud de onda.

Los cálculos de capacidad antioxidante DPPH, ABTS y FRAP fueron realizados mediante una curva de calibración de Trolox (6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchroman-2-carboxylic acid) en un rango de 0 a 500 mmol L⁻¹. Los resultados fueron reportados como milimoles equivalentes de Trolox por kilogramo de muestra (mmol TE kg⁻¹).

Las evaluaciones de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante se realizaron de acuerdo con la metodología propuesta por López *et al.* (2015).

3.9 Diseño Experimental y Análisis Estadístico

Los datos de crecimiento vegetativo y clorofila fueron analizados mediante un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones. En el caso de las variables número de hojas y área foliar, se dividieron los datos en dos periodos de tiempo, con el objetivo de observar los efectos de las deficiencias nutrimentales sobre la senescencia foliar. Dichos periodos fueron: del 8 de octubre al 3 de diciembre del 2018 (Periodo 1) y del 25 de febrero al 22 de abril del 2019 (Periodo 2). Los datos correspondientes a las variables de fruto fueron analizados mediante el mismo diseño experimental descrito anteriormente, considerando tres repeticiones. En los análisis donde se encontró diferencia estadística significativa, se realizó una comparación de medias por el método de Tukey ($p < 0.05$). Todos los análisis mencionados se realizaron con el programa SPSS Statistics 21 (IBM Corp., Estados Unidos).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Identificación y Caracterización de Síntomas Visuales de Deficiencia

4.1.1. Deficiencia de N

La deficiencia de N se presentó a los 75 días después del establecimiento del experimento, la deficiencia se observó en las hojas maduras de la parte inferior del tallo. Los síntomas iniciaron con una clorosis en el borde del lóbulo central izquierdo de la hoja, la cual se extendió a lo largo del mismo y avanzó hacia la nervadura central. Después de algunos días, se presentó el mismo comportamiento en el lóbulo central derecho de la hoja, acelerando la senescencia de dicha hoja y en algunos casos se presentó una clorosis total y desprendimiento de la misma. La clorosis observada corresponde al color 5Y 8/8 de las cartas de Munsell para tejidos vegetales (Figura 5).



Figura 5. Síntomas de deficiencia de Nitrógeno observados en hojas maduras de higuera.

4.1.2. Deficiencia de P

La deficiencia de P inició con coloración verde intenso en hojas maduras, similares al color 7.5 GY 3/4 de las cartas de Munsell para tejidos vegetales. Posteriormente, se observaron secciones cloróticas en las mismas hojas, sin seguir un patrón definido, como en el caso del nitrógeno. Dicha clorosis avanzó gradualmente con el paso del tiempo hasta pasar a necrosis, iniciando en el lóbulo central y en menor escala en los lóbulos medios derecho e izquierdo. Al igual que el N, el P es un elemento móvil en la planta, por lo que los síntomas de deficiencia se presentaron en hojas maduras (Figura 6).



Figura 6. Síntomas de deficiencia de Fósforo observados en hojas maduras de higuera.

4.1.3. Deficiencia de K

La deficiencia de K se manifestó como clorosis en los márgenes de la hoja, la cual avanzó gradualmente hacia las nervaduras de todos los lóbulos, detectándose una franja verde cercana a dichas nervaduras. Posteriormente, la banda verde fue reduciéndose a medida que la clorosis avanzaba hacia la nervadura central de dichos lóbulos, iniciándose una necrosis en los bordes de la hoja, similar al color 2.5 YR 4/4

de las cartas de Munsell para tejidos vegetales. La clorosis observada en los márgenes de la hoja de la higuera también se presenta en forma similar en otros cultivos. Al igual que el N y P, el K es un elemento móvil en la planta, por lo que las deficiencias se presentaron en las hojas maduras de la parte baja del tallo (Figura 7).



Figura 7. Síntomas de deficiencia de Potasio observados en hojas maduras de higuera.

4.1.4. Deficiencia de Ca

A diferencia del N, P y K, el Ca es un elemento no móvil en la planta, por lo tanto, los síntomas de deficiencia se presentan en las hojas nuevas. En este trabajo, la deficiencia de Ca se observó como clorosis general en las hojas más jóvenes, similar al color 5Y 8/8 de las cartas de Munsell para tejidos vegetales. Además, se encontró una marcada deformidad de los lóbulos de la hoja comparada con el tratamiento con solución completa. Agustí (2010) menciona que la deficiencia de calcio se presenta como deformidad de las hojas nuevas (Figura 8).



Figura 8. Síntomas de deficiencia de Calcio observados en hojas nuevas de higuera

4.1.5. Deficiencia de Mg

El Mg, al igual que el N, P y K, es un elemento móvil en la planta, por lo que los síntomas de deficiencia se presentaron primero en las hojas maduras. A comparación del N, en la presente investigación, la deficiencia de Mg no se presentó inicialmente en la hoja de la parte más baja de la planta, sino en la tercera y cuarta hoja madura a partir de la base del tallo.

La deficiencia de Mg se presentó como clorosis intervenal y se manifestó inicialmente en la parte central de los lóbulos laterales, observándose como una banda color verde cercana a las nervaduras de los lóbulos, para después extenderse entre las nervaduras secundarias. Dicha clorosis corresponde al color 2.5 GY 8/8-8/10 de las cartas de Munsell para tejidos vegetales. Las nervaduras conservaron el color verde desde la base de la hoja hasta los ápices de cada uno de los lóbulos. Estos síntomas han sido descritos en otros cultivos (Figura 9).



Figura 9. Síntomas de deficiencia de Magnesio observados en hojas maduras de higuera.

La deficiencia de K en etapas avanzadas puede confundirse con la deficiencia de Mg. Sin embargo, cuando existe una deficiencia de Mg, las nervaduras permanecen completamente verdes en la zona del peciolo hasta los ápices de cada uno de los lóbulos. En el caso del K, todos los márgenes de la hoja presentarán clorosis, incluyendo la sección de las nervaduras que pasa por dicho borde.

4.2. Crecimiento Vegetativo

El análisis de varianza registró diferencia significativa ($p < 0.05$) entre los tratamientos para todas las variables evaluadas. El elemento faltante que más afectó el crecimiento vegetativo de las plantas de higuera fue el N, con los valores más bajos en elongación y diámetro del tallo, altura de planta y largo de entrenudos, así como los menores valores en peso seco de raíz, tallo y hojas (Cuadro 6).

El N es el elemento que se encuentra en mayores cantidades en los tejidos vegetales, alrededor del 1 al 5 % de la materia seca total de la planta, cumpliendo

funciones importantes como constituyente de proteínas, ácidos nucleicos, clorofila, coenzimas, fitohormonas y metabolitos secundarios (Hawkesford *et al.*, 2012). Lo anterior explica los resultados encontrados en la presente investigación. En la mayoría de los cultivos, una deficiencia de N provoca un crecimiento reducido de las plantas (Alves *et al.*, 2016; Alves *et al.*, 2015; Chen *et al.*, 2010; Dussán *et al.*, 2016; Mota *et al.*, 2014).

Seguidos del N, la deficiencia de Ca y P afectaron por igual el crecimiento vegetativo para todas las variables evaluadas (Cuadro 6). El P es un compuesto importante de los ácidos nucleicos, nucleótidos, fosfolípidos y parte importante del ATP, mientras que el Ca es un elemento importante para la formación de la membrana celular, cofactor de varias enzimas involucradas en la hidrólisis de ATP y fosfolípidos, así como mensajero secundario en la regulación metabólica de las plantas (Taiz *et al.*, 2014; Mengel *et al.*, 2001).

Cuadro 6. Crecimiento vegetativo de plantas de higuera (*Ficus carica* L.) con deficiencia de macronutrientes

Trata	Crecimiento del tallo (cm sem ⁻¹)	Altura de planta (cm)	Diámetro del tallo (mm)	Largo de entrenudos (cm)	Peso seco		
					Raíz	Tallo	Hoja
Control	6.47 a	102.42 ab	13.72 b	3.34 a	121.11 a	114.1 a	87.46 a
-N	1.15 b	35.08 d	8.40 d	1.39 c	27.47 c	23.03 b	10.93 c
-P	4.05 ab	74.88 c	11.81 c	2.64 ab	66.27 bc	70.0 ab	53.56 b
-K	5.70 a	96.84 b	12.58 c	3.19 ab	44.37 bc	109.9 a	55.20 b
-Ca	3.28 ab	69.31 c	11.63 c	2.30 bc	54.47 bc	66.9 ab	36.10 bc
-Mg	5.64 a	111.01 a	14.94 a	3.37 a	81.14 ab	70.2 ab	55.86 b

Letras diferentes en cada columna indican diferencia estadística significativa.
(Tukey, $p < 0.05$) $n=4$

El Ca es un elemento importante para la elongación y división celular, mensajero secundario, activador de enzimas y desarrollo de los meristemos, de acuerdo con Karthika *et al.* (2018). Lo anterior explica los efectos de la deficiencia de dicho elemento en el crecimiento vegetativo de la planta.

En cuanto a la deficiencia de K, el análisis de varianza no encontró diferencias significativas con respecto al tratamiento completo para las variables de elongación del tallo, altura de planta y largo de entrenudos. Sin embargo, el K afectó el diámetro del tallo, así como el peso seco de raíz y hojas (Cuadro 6). El K tiene una función importante en la regulación de la presión osmótica y la turgencia celular, por lo que la deficiencia de este elemento influye de forma negativa en el metabolismo general de la planta (Alcántar *et al.*, 2016).

En cuanto al tratamiento con deficiencia de Mg, los análisis de varianza no encontraron diferencias significativas en la mayoría de las variables de crecimiento, sin embargo, se encontró menor peso seco de hojas con respecto al testigo (Cuadro 6). Romheld (2012) menciona que, en etapas iniciales de deficiencia nutricional de este elemento, las plantas no expresan síntomas visuales o efectos en el crecimiento vegetativo, lo que explica que en este trabajo no se tenga diferencia significativa de este tratamiento con la solución nutritiva completa para este periodo de estudio.

Por otro lado, la deficiencia de N afectó significativamente el número de hojas y área foliar para el periodo 1, sin encontrarse diferencia significativa para los demás

tratamientos en el mismo periodo. Sin embargo, en el segundo periodo de evaluación, la deficiencia de N, P, K, Ca y Mg afectaron las variables antes mencionadas, encontrando valores inferiores con respecto al testigo (Figura 10). Lo anterior se explica debido a la movilización de los nutrientes (N, P, K y Mg) hacia los puntos apicales para asegurar la supervivencia de la planta, ocasionando una reducción en el número de hojas debido a la senescencia de las mismas y, por lo tanto, menor área foliar. El proceso de la senescencia foliar a causa de la deficiencia de Mg es ampliamente explicado por Tanoi y Kobayashi (2015), el cual es similar para los demás elementos móviles en la planta, como N, P y K.

Kartikha *et al.* (2018) mencionan que la deficiencia de P afecta el crecimiento general de las plantas, así como la expansión de las hojas, lo que explica la reducida área foliar de las plantas establecidas bajo este tratamiento.

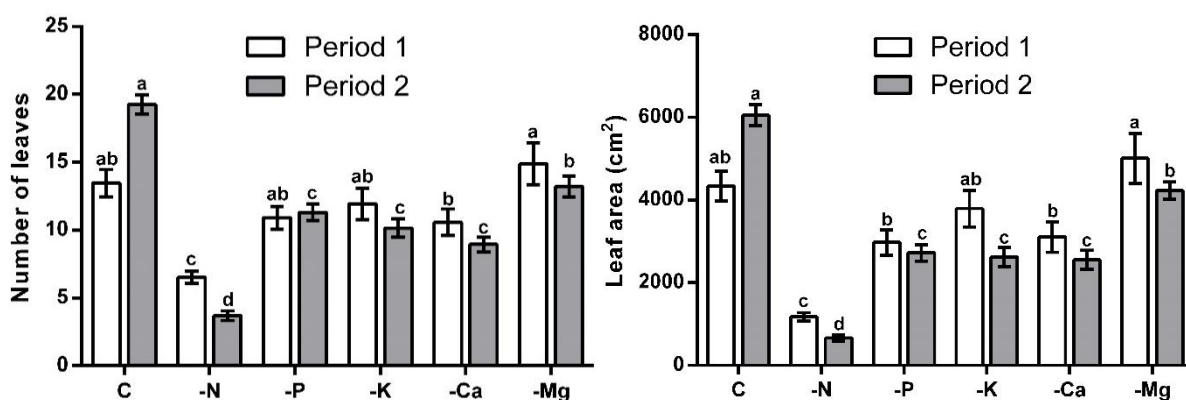


Figura 10. Efecto de las deficiencias nutrimentales sobre el número de hojas (Izquierda) y área foliar (Derecha) en dos periodos de tiempo. Letras diferentes entre las columnas por cada periodo indican diferencia significativa ($p < 0.05$). Las líneas sobre las barras indican el error estándar de la media. $n=4$.

4.3. Contenido Relativo de Clorofila

En cuanto al contenido de clorofila en las hojas, el análisis de varianza registró diferencias significativas en el estrato bajo de la planta (Figura 11). El tratamiento con menores valores de unidades SPAD fue el K, seguido del N y Mg, sin encontrar diferencia significativa entre el P, Ca y la solución nutritiva completa. Los bajos contenidos de clorofila en los tratamientos -N, -K y -Mg se explican debido a la descomposición de los cloroplastos a causa de la degradación de clorofila y Rubisco durante el proceso de translocación de estos elementos hacia las partes apicales de la planta (Engels *et al.*, 2012).

En cuanto al estrato medio de la planta, también se encontraron diferencias significativas, con una tendencia similar al estrato inferior, aunque con valores numéricamente superiores, donde el tratamiento -N resultó con los menores valores de unidades SPAD, seguido del tratamiento -Mg.

Por otra parte, para el estrato alto, el análisis de varianza no encontró diferencias significativas entre los tratamientos (Figura 11). Lo anterior demuestra la movilidad de los nutrimentos en la planta ante estrés nutrimental, donde el N, P, K y Mg son translocados a los puntos de crecimiento para asegurar la supervivencia de la planta.

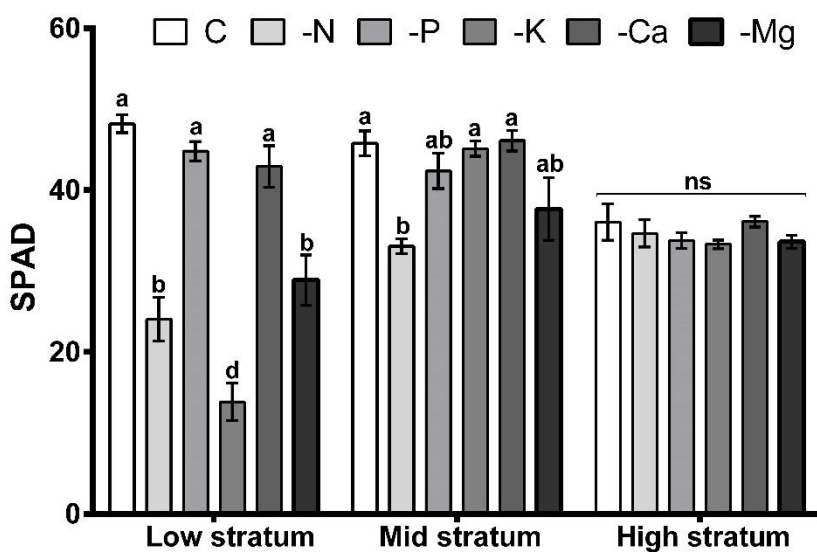


Figura 11. Contenido relativo de clorofila, expresado en unidades SPAD en los estratos bajo, medio y alto de las plantas de higuera. Letras diferentes entre las columnas por cada estrato indican diferencia significativa ($p<0.05$). Las líneas sobre las barras indican el error estándar de la media ($n=4$).

Los resultados del contenido relativo de clorofila coinciden con los reportados en otros experimentos con deficiencias de macronutrientes en plantas de *Capsicum annuum* (Soares *et al.*, 2019) y *Coffea arabica* (Alves *et al.*, 2016).

4.4 Concentración de Minerales en Hoja, Raíz y Tallo

Los resultados encontrados en el tratamiento completo coinciden con los reportados por Brown (1994) en cuanto a las concentraciones de minerales en higuera, por lo que dichos valores pueden tomarse como referencia para evaluar los efectos de los tratamientos con deficiencia de macronutrientes (Cuadro 7).

Las concentraciones de N, P, K, Ca y Mg fueron afectadas negativamente en todos los órganos vegetativos para cada uno de sus respectivos tratamientos (-N, -P, -K, -Ca y -Mg), lo cual se esperaba anticipadamente (Cuadro 7). En el caso del N en hoja, no se encontraron diferencias significativas entre la solución completa y los tratamientos -P, -K, -Ca y -Mg, presentando la misma tendencia para el caso de la concentración de N en la raíz. Por otro lado, en tallo se encontró que la concentración más alta de N estuvo en el tratamiento -Ca; además en este órgano no se encontraron diferencias entre la solución completa y los otros tratamientos (Cuadro 7).

Para la concentración de P, fueron observados valores superiores en el tratamiento con deficiencia de N (Cuadro 4), lo cual puede ser explicado debido a que la ausencia del ion NO_3^- favoreció una mayor absorción y acumulación del ion H_2PO_4^- para mantener el balance de cargas en la planta (Mengel y Kirkby, 2001). La acumulación de K en las hojas no arrojó diferencia significativa entre los tratamientos -N, -P, -Ca y -Mg, mientras que en tallo y raíz se encontraron algunas diferencias importantes, como una mayor acumulación de K en el tratamiento con deficiencia de Mg (Cuadro 7).

La interacción de los iones K^+ y Mg^{++} ha sido explicada por diversos autores (White, 2012; Farhat *et al.*, 2016; Guo *et al.*, 2016) y ha sido demostrada en distintas plantas, como: *Cymbopogon citratus* (Capato *et al.*, 2019), *Saccharum officinarum* (Rhodes *et al.*, 2018), *Swietenia macrophylla* (Veigas *et al.*, 2012), *Heliconia*

psittacorum (Ribeiro *et al.*, 2015) y *Piper hispidinervum* (Veígas *et al.*, 2013), lo cual coincide con los resultados encontrados en nuestra investigación.

Por otro lado, la concentración de Ca en las hojas de higuera resultó afectada negativamente en todos los tratamientos con respecto a la solución control, sin encontrar diferencias significativas importantes en tallo y raíz (Cuadro 7). En el caso del Mg, se encontró mayor concentración en el tratamiento -K (Cuadro 4), lo cual se explica nuevamente con el efecto de interacción K^+/Mg^{++} (White, 2012; Farhat *et al.*, 2016; Guo *et al.*, 2016). Por otro lado, la concentración de Mg fue afectada negativamente en el tratamiento -N (Cuadro 7). El Mg forma parte de la molécula de clorofila, al igual que el N (Taiz *et al.*, 2014), lo cual explica la disminución del contenido de Mg al disminuir el contenido de clorofila debido a la ausencia de N.

Cuadro 7. Contenido de N, P, K, Ca y Mg en hoja, tallo y raíz de higuera (*Ficus carica* L.) con deficiencia de macronutrientes.

Tratamiento	Concentración (%)				
	N	P	K	Ca	Mg
Hoja					
Control	2.54 a	0.16 c	1.7 a	2.90 a	0.48 b
-N	1.68 b	0.31 ab	1.6 a	2.05 b	0.32 bc
-P	2.98 a	0.22 bc	1.38 a	2.17 b	0.47 b
-K	2.77 a	0.32 a	0.22 b	2.33 ab	0.99 a
-Ca	2.95 a	0.21 bc	1.47 a	2.01 b	0.49 b
-Mg	2.67 a	0.22 bc	1.62 a	2.18 b	0.26 c
Tallo					
Control	1.65 b	0.22 a	0.65 bc	0.65 ab	0.25 ab
-N	0.82 c	0.27 a	0.54 cd	0.68 ab	0.19 c
-P	1.30 b	0.13 b	0.70 b	0.71 ab	0.22 bc
-K	1.52 b	0.29 a	0.26 e	0.77 a	0.23 abc
-Ca	2.18 a	0.28 a	0.46 d	0.56 b	0.28 a
-Mg	1.48 b	0.26 a	0.84 a	0.78 a	0.20 bc
Raíz					
Control	2.46 ns	0.51 b	0.97 ab	1.43 a	0.38 a
-N	1.92 ns	0.49 b	0.74 cd	1.14 ab	0.25 b
-P	2.26 ns	0.23 c	0.88 bc	1.41 a	0.39 a
-K	2.24 ns	0.52 b	0.28 e	1.17 ab	0.28 b
-Ca	2.44 ns	0.58 b	0.68 d	0.65 b	0.29 b
-Mg	2.06 ns	0.86 a	1.12 a	1.35 a	0.22 b

Letras diferentes entre cada columna indican diferencia estadística significativa (Tukey, $p < 0.05$).

La concentración de micronutrientes en el tratamiento control de la presente investigación coincide con los resultados encontrados por Mendoza *et al.* (2019) y Sun

et al. (2017), por lo que dichos valores pueden tomarse como referencia para evaluar los efectos de las deficiencias de macronutrientes sobre la concentración de micronutrientes en higuera (Cuadro 8).

En cuanto a las concentraciones de micronutrientes en los distintos órganos vegetativos de la higuera, el análisis de varianza encontró diferencias significativas en la mayoría de los elementos. De manera general, se encontró menor concentración de Fe, B, Mn, Zn y Cu en el tratamiento -N, lo cual se puede explicar debido al pobre crecimiento vegetativo de las plantas establecidas con ausencia de dicho elemento (Cuadro 8). Mengel y Kirkby (2001) explican que las plantas tienden a acumular mayores cantidades de nutrientes cuando existe un mayor crecimiento vegetativo, por lo que a menor crecimiento también será menor la concentración de elementos. Además, el crecimiento de raíces disminuyó considerablemente en el tratamiento con ausencia de N (Cuadro 6), por lo que, a un menor crecimiento radical, la absorción de micronutrientes disminuye.

Por otro lado, se encontraron concentraciones altas de Mn en los tratamientos -K y -Ca en todos los órganos vegetativos, así como altos niveles de Fe en el tratamiento con ausencia de K (Cuadro 8). Lo anterior puede explicarse debido al antagonismo de los iones en la rizosfera y el acceso a la planta, debido a las cargas de los cationes mencionados anteriormente. Para el caso del Cu, se encontró un aumento significativo en el tallo para los tratamientos -N, -P y -K, con respecto al control (Cuadro 8). Lo anterior puede atribuirse al llamado “efecto dilución”, el cual

consiste en que algunos elementos se concentran en mayor cantidad cuando existe menor contenido de materia seca (como en el caso de las plantas establecidas bajo deficiencia de N, P y K), mientras que plantas con mayor crecimiento tendrán minerales mejor distribuidos y en menor concentración. Dicho efecto es ampliamente descrito por Mengel y Kirkby (2001).

Por otra parte, en el tratamiento -N se encontró la mayor concentración de Cu en la raíz (Cuadro 8). De acuerdo con Rodríguez *et al.* (2016), el Cu^{++} accede a la planta principalmente por flujo de masas, proceso que depende directamente de la transpiración de la planta para favorecer el transporte por el xilema y distribución hacia la parte aérea. Las plantas establecidas bajo deficiencia de N tuvieron menor crecimiento vegetativo, incluyendo número de hojas y área foliar, lo que ocasionó una menor transpiración y por lo tanto una baja movilización de solutos en el xilema. Dicho efecto propició la acumulación de Cu en el sistema radicular de las plantas. En cuanto a las concentraciones de Zn, no se encontraron diferencias significativas importantes (Cuadro 8).

Cuadro 8. Contenido de Fe, B, Mn, Zn y Cu en hoja, tallo y raíz de higuera (*Ficus carica* L.) con deficiencia de macronutrientes.

Tratamiento	Concentración (mg kg ⁻¹ MS)				
	Fe	B	Mn	Zn	Cu
Hoja					
Control	914.27 a	151.54 ab	148.96 b	45.15 a	6.16 ab
-N	456.52 b	143.75 ab	92.59 b	28.93 b	4.47 c
-P	600.61 ab	105.77 b	107.93 b	38.15 ab	6.85 a
-K	497.30 b	111.75 b	253.49 a	34.51 ab	5.17 bc
-Ca	660.01 ab	175.41 a	275.54 a	43.84 a	4.80 bc
-Mg	655.75 a	126.61 ab	130.38 b	36.71 ab	4.77 bc
Tallo					
Control	118.19 b	23.66 ns	31.85 bc	9.66 ab	2.84 cd
-N	112.96 b	23.85 ns	14.04 d	8.71 b	4.47 a
-P	96.15 b	25.55 ns	16.32 cd	12.37 a	3.73 ab
-K	205.46 a	25.39 ns	65.81 a	10.84 ab	4.08 a
-Ca	156.63 ab	25.58 ns	80.50 a	11.75 ab	2.30 d
-Mg	157.97 ab	29.95 ns	34.96 b	9.66 ab	3.15 bc
Raíz					
Control	1135.18 ns	40.70 a	103.47 cd	30.09 ns	18.78 bc
-N	1377.86 ns	21.95 b	56.86 cd	44.03 ns	33.45 a
-P	1061.14 ns	38.46 a	39.86 d	42.83 ns	27.36 ab
-K	1434.33 ns	29.61 ab	221.87 a	39.47 ns	28.26 ab
-Ca	1263.48 ns	29.88 ab	191.40 ab	47.88 ns	20.33 bc
-Mg	890.36 ns	30.58 ab	131.91 bc	34.97 ns	13.73 c

Letras diferentes entre cada columna indican diferencia estadística significativa (Tukey, $p < 0.05$).

4.5. Rendimiento y Calidad de Frutos de Higuera

4.5.1 Rendimiento y características fisicoquímicas del fruto

En la presente investigación no se obtuvieron frutos en el tratamiento con ausencia de N. Para la comparación de los tratamientos, excluyendo el de N, se realizaron análisis de varianza para las variables de número, peso fresco y rendimiento de frutos, donde se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos para estas variables. El tratamiento -Ca y -P resultaron con el menor peso y número de frutos, así como menor rendimiento por planta. Seguido estuvo el tratamiento -K. Asimismo, los tratamientos -Ca y -P resultaron con los menores diámetros polar y ecuatorial, sin embargo, no se encontró diferencia entre el tratamiento -K y el control para estas variables. En cuanto al tratamiento -Mg, no se encontraron diferencias significativas con respecto al control para ninguna de las variables anteriormente mencionadas (Cuadro 9) (Figura 12).

Cuadro 9. Peso fresco, número, rendimiento, diámetro polar y diámetro ecuatorial de frutos de higuera con deficiencias de macronutrientes.

TRATA	Peso de fruto (g)	Número de frutos	Rendimiento (g planta ⁻¹)	Diámetro Polar (mm)	Diámetro ecuatorial (mm)
Control	31.01 a	14.00 a	449.07 a	41.06 a	39.27 a
-P	20.56 bc	9.00 ab	117.57 c	36.81 b	34.02 ab
-K	24.75 b	11.50 a	286.79 b	38.05 ab	35.03 ab
-Ca	18.52 c	5.50 b	111.72 c	35.94 b	32.25 b
-Mg	31.63 a	13.50 a	409.15 ab	41.84 a	35.75 ab

Letras diferentes entre cada columna indican diferencia estadística significativa (Tukey, $p < 0.05$).

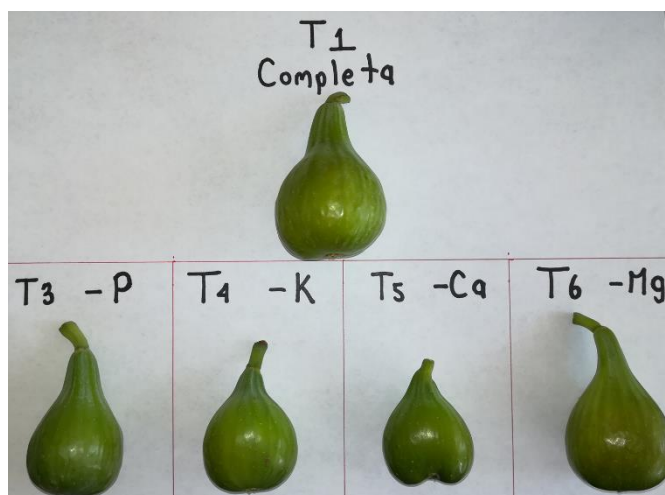


Figura 12. Apariencia visual de los frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes

Para grados Brix, el análisis de varianza encontró diferencia significativa entre los tratamientos, con los menores valores para el tratamiento con ausencia de K, sin encontrar diferencia entre los demás tratamientos (Figura 13a). Por otro lado, la acidez titulable resultó menor en los tratamientos -K y -Mg, mientras que los tratamientos -P y -Ca no tuvieron diferencia con el control (Figura 13b). En el caso del pH del fruto, al igual que las variables antes mencionadas, el tratamiento -K resultó con el valor más bajo, sin encontrarse diferencias con los demás tratamientos.

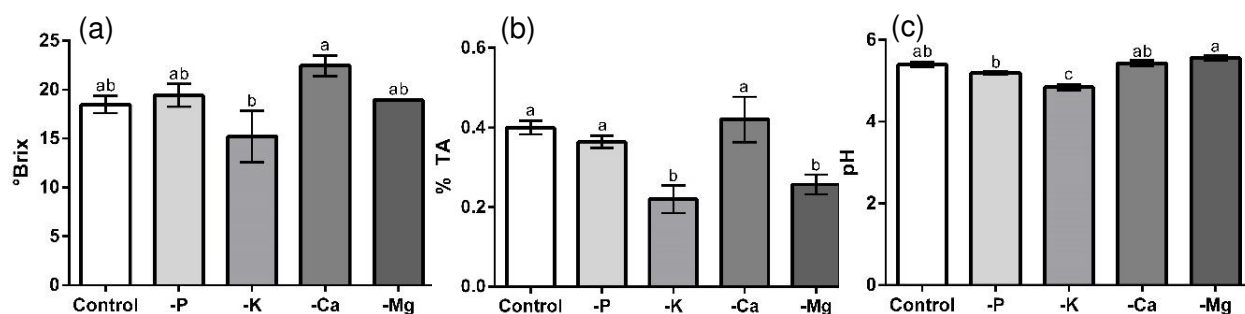


Figura 13. °Brix (a), acidez titulable (b) y pH (c) de frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes. Letras diferentes entre las columnas indican diferencia significativa (Tukey, $p > 0.05$). Las líneas sobre las columnas indican la desviación estándar.

Los efectos encontrados en el presente estudio también han sido reportados en otras frutas, como naranja (*Citrus spp.*) (Quaggio *et al.*, 2011) y manzana (*Malus domestica*) (Nava *et al.*, 2008). Las curvas de absorción nutrimental para el cultivo de higuera desarrolladas por Mendoza *et al.* (2019) muestran que la planta incrementa la demanda de Ca, P y K al inicio de la formación de frutos, lo que explica el menor tamaño y peso de los frutos estudiados en la presente investigación.

El P es un elemento importante para la fisiología de las plantas, ya que interviene en todas las reacciones de transferencia de energía (Alcántar *et al.*, 2016; Karthika *et al.*, 2018; Hawkesford *et al.*, 2012) por lo que explica el menor peso, cantidad y tamaño de frutos con respecto a los demás tratamientos. Para el caso del Ca, Esref *et al.* (2008) encontraron que la aplicación de este elemento incrementó el rendimiento de frutos en higuera, lo que explica el bajo peso y rendimiento ante la ausencia del elemento en la presente investigación.











Alcántar *et al.* (2016) mencionan que el K participa en las recciones de fotosíntesis y respiración celular, además de promover una eficiente translocación de fotosintatos desde las hojas hacia otras partes de la planta, como el fruto. En plantas de arroz con deficiencia de macronutrientes, se encontró una mayor acumulación de carbohidratos en hojas (sacarosa, glucosa y fructosa) cuando las plantas estuvieron sometidas a deficiencia de P, K y Ca (Kobayashi *et al.*, 2013). Lo anterior explica los resultados encontrados en la presente investigación.

Soliman *et al.* (2018) evaluaron dosis de K sobre la calidad de frutos de higuera, encontrando menor peso, tamaño y grados Brix en el tratamiento sin adición de fertilizantes potásicos. La misma tendencia se encontró en el trabajo de Holstein *et al.* (2017), con mayor tamaño y rendimiento de frutos al aplicar fertirrigación con K contra la nula aportación del mismo elemento.

Por otro lado, se encontraron algunas diferencias significativas en algunos parámetros de colorimetría. En el caso del color de la pulpa, el valor más alto de L^* se encontró en el tratamiento -K, sin observarse diferencias entre los otros tratamientos. En cuanto al parámetro a^* , no se encontró diferencia significativa, sin embargo, para b^* , C^* y h , el tratamiento -P mostró los valores más bajos. Seguidos del tratamiento -K, en los tratamientos -Ca y -Mg se encontraron menores valores de b^* , así como un valor bajo de C^* para el tratamiento -Mg. Para el caso del color de la cascara, el análisis de varianza registró diferencia significativa solamente para el parámetro a^* , donde

únicamente el tratamiento -K resultó menos que los demás tratamientos, entre los cuales no se encontraron diferencias (Cuadro 10).

Cuadro 10. Parámetros de color en pulpa y cascara de frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.

TRATA	<i>L</i> *	<i>a</i> *	<i>b</i> *	<i>c</i> *	<i>h</i>	Vista
PULPA						
Control	30.86 ab	8.83 ns	7.55 a	12.10 a	36.93 a	
-P	30.06 b	9.10 ns	3.26 d	9.66 b	19.90 b	
-K	35.66 a	9.99 ns	6.30 ab	11.23 ab	36.93 a	
-Ca	33.05 ab	7.75 ns	5.20 bc	9.35 b	32.23 a	
-Mg	33.93 ab	8.35 ns	4.70 c	10.20 ab	35.40 a	
CÁSCARA						
Control	34.26 ns	-0.55 a	19.31 ns	19.40 ns	94.52 ns	
-P	31.46 ns	-1.63 ab	16.97 ns	17.03 ns	94.13 ns	
-K	33.91 ns	-1.96 b	20.35 ns	20.47 ns	95.63 ns	
-Ca	32.06 ns	-0.79 ab	13.32 ns	13.46 ns	95.19 ns	
-Mg	35.29 ns	-1.6 ab	23.20 ns	20.51 ns	91.27 ns	

*L**: luminosidad (0 negro, 100 blanco); *a**: rojo (*a** positivo) o verde (*a** negativo); *b**: amarillo (*b** positivo) o azul (*b** negativo); *C**: cromaticidad (nivel de saturación); *h*: ángulo de tono (0°=rojo, 90°= amarillo, 180°= verde, 270°=azul) y Vista: visualización del color real según el software ColorHexa. Letras diferentes entre cada columna indican diferencia estadística significativa (Tukey, $p<0.05$).

4.5.2 Concentración de minerales en frutos

La concentración de N resultó afectada negativamente para todos los tratamientos de deficiencia de macronutrientes. Para el caso del P, K y Ca, no se encontraron diferencias significativas importantes, sin embargo, se encontró menor concentración de dichos elementos en el respectivo tratamiento con ausencia de este,

como era de esperarse. Por otro lado, la concentración de Mg se incrementó en los frutos con deficiencia de K, encontrando diferencia significativa con el tratamiento control, mientras que el resto de los tratamientos resultaron sin diferencia en la concentración de este elemento (Cuadro 11).

Cuadro 11. Concentración de macroelementos en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes

TRATAMIENTO	Macronutrientes (%)				
	N	P	K	Ca	Mg
Control	2.82 a	0.17 ab	0.79 a	0.23 ab	0.07 b
-P	1.37 b	0.15 b	0.74 a	0.28 ab	0.07 ab
-K	1.55 b	0.23 a	0.38 b	0.29 a	0.10 a
-Ca	1.90 b	0.22 a	0.84 a	0.21 b	0.09 ab
-Mg	1.37 b	0.20 ab	0.84 a	0.27 ab	0.07 b

Letras diferentes entre cada columna indican diferencia estadística significativa (Tukey, $p < 0.05$).

El incremento en la concentración de Mg en frutos con deficiencia de K se explica debido a la interacción de los iones K^+/Mg^{++} en la planta, lo cual consiste en que cuando el K se encuentra en bajos niveles, la acumulación de Mg en los tejidos vegetales tiende a incrementarse (Farhat *et al.*, 2016; Guo *et al.*, 2016). Dicho efecto ha sido reportado en distintas plantas, como *Cymbopogon citratus* (Capato *et al.*, 2019) y *Saccharum officinarum* (Rhodes *et al.*, 2018).

En cuanto a la concentración de microelementos en los frutos, el análisis de varianza registró diferencia significativa entre los tratamientos para la concentración

de Fe, Mn, Zn y Cu. En el caso del Fe, se encontraron niveles superiores en el tratamiento -K con respecto al testigo, sin diferencias entre los demás tratamientos.

La misma tendencia se encontró en la concentración de Mn y Cu, cuyas concentraciones en fruto fueron superiores al tratamiento control. Para el caso del Zn, también se encontraron concentraciones superiores en los tratamientos -K y -Ca, sin embargo, dichos valores resultaron con igualdad estadística con respecto al control. Para la concentración de B, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos (Cuadro 12).

Cuadro 12. Concentración de microelementos en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.

TRATAMIENTO	Micronutrientes (ppm)				
	Fe	B	Mn	Zn	Cu
Control	36.82 b	19.16 ns	3.70 b	8.38 ab	2.16 c
-P	39.54 b	20.21 ns	3.38 b	10.99 ab	3.91 a
-K	77.69 a	22.56 ns	12.89 a	11.68 ab	3.72 ab
-Ca	55.56 ab	19.38 ns	11.16 a	14.88 a	2.58 c
-Mg	44.38 b	21.85 ns	4.02 b	7.72 b	2.93 bc

Letras diferentes entre cada columna indican diferencia estadística significativa (Tukey, $p < 0.05$).

Los efectos mencionados anteriormente se explican debido a que la planta tiende a balancear las cargas iónicas en el interior de las células, por lo que al existir una baja concentración de los iones K^+ y Ca^{++} , ocurre una mayor acumulación de los iones Fe^{++} , Mn^{++} , Zn^{++} y Cu^{++} , todos ellos cationes, al igual que el K^+ y Ca^{++} (Mengel *et al.*, 2001).

4.5.3 Compuestos fenólicos y capacidad antioxidante

La cantidad de compuestos fenólicos totales, flavonoides y taninos condensados en la pulpa de higo resultó con diferencia estadística significativa entre los tratamientos con deficiencia de macronutrientes. En el caso de los fenoles solubles, se encontró una menor concentración en el tratamiento -K, sin diferencia significativa para los demás tratamientos. Dicho efecto también fue reportado por Gaaliche *et al.*, (2019), donde se encontró menor concentración de fenoles en frutos de higo sin aplicación de K, comparado con plantas fertilizadas con dicho elemento.

Por otro lado, Galieni *et al.* (2015) no encontraron diferencia en la concentración de fenoles totales solubles entre plantas de *Lactuca sativa* con deficiencia de P y el tratamiento control. El mismo efecto se reportó por Davarpanah *et al.* (2017) en frutos de granada (*Punica granatum*), donde no se encontró diferencia significativa entre las plantas con y sin aplicación de Ca. Por otro lado, los compuestos fenólicos ligados se incrementaron ante la ausencia de P, K, y Ca. Lo anterior puede ser explicado debido a la ubicación de los compuestos fenólicos ligados a la pared celular (Acosta *et al.*, 2013), los cuales se incrementaron ante la ausencia de los macronutrientes como un posible mecanismo de protección para las paredes celulares.

El aumento de la concentración de compuestos fenólicos ligados con plantas sometidas a deficiencia de P también fue reportado por Galieni *et al.* (2015). En cuanto a la concentración de compuestos fenólicos totales en cascara de frutos de higo, se observó la misma tendencia descrita anteriormente (Cuadro 13).

Cuadro 13. Compuestos fenólicos totales, flavonoides y taninos condensados en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.

TRATA	Fenoles Totales (mgGAE kg ⁻¹)		Flavonoides Totales (mgCatE kg ⁻¹)		Taninos Condensados (mgCatE kg ⁻¹)	
	Solubles	Ligados	Solubles	Ligados	Solubles	Ligados
PULPA						
Control	605.8 a	85.7 b	238.3 a	51.99 a	762.6 c	nd
-P	613.9 a	123.0 ab	184.1 ab	38.33 b	986.1 a	nd
-K	457.6 b	111.4 ab	121.7 c	31.39 b	788.8 c	nd
-Ca	521.0 ab	142.4 a	50.8 d	34.22 b	937.6 ab	nd
-Mg	511.1 ab	92.1 b	158.9 bc	36.99 b	906.1 b	nd
CÁSCARA						
Control	383.3 a	69.86 b	nd	nd	458.2 bc	nd
-P	291.9 b	60.46 bc	nd	nd	422.5 c	nd
-K	282.3 b	54.83 bc	nd	nd	557.7 a	nd
-Ca	385.1 a	116.43 a	nd	nd	539.8 ab	nd
-Mg	278.4 b	40.78 c	nd	nd	455.1 bc	nd

Letras diferentes entre cada columna indican diferencia significativa (Tukey, $p < 0.05$). nd: no detectado

La concentración de flavonoides solubles en pulpa se vio afectada negativamente ante la ausencia de K, Ca y Mg, mientras que el tratamiento -P no mostró diferencia significativa con el tratamiento control. El mismo efecto fue reportado por Trejo *et al.* (2019) donde tampoco se encontró diferencia en el contenido de flavonoides entre plantas de *Brassica juncea* con y sin deficiencia de P. En la investigación de Gaaliche *et al.* (2019) se encontró menor cantidad de flavonoides al no aplicar K a las plantas e higuera, como sucedió en el presente trabajo. La concentración de flavonoides ligados resultó afectada negativamente en todos los tratamientos con ausencia de macronutrientes (-P, -K, -Ca y -Mg) comparados con

el control. En el caso de la cascara, no fueron detectados flavonoides solubles y ligados.

Los taninos condensados se incrementaron en los tratamientos -P, -Ca y -Mg con respecto al control, el cual resultó con igualdad estadística al tratamiento -K. El incremento en el tratamiento -P puede explicarse debido a la ruta del Ácido Shikímico, la cual puede concluir en la síntesis de antocianinas o taninos condensados (He *et al.*, 2015). Al existir una deficiencia de P, las plantas tienden a acumular antocianinas en los tejidos Chandra y Karmoker (2011). En el caso de higos con cáscara color claro (maduración color verde o amarillo), no ha sido detectado el contenido de antocianinas en diversos estudios (Harzallah *et al.*, 2016; Vallejo *et al.*, 2011) por lo que, en su lugar, se encontró un aumento de taninos condensados en el tratamiento con ausencia de P. Los taninos condensados ligados no fueron detectados en pulpa y cascara de higo.

En cuanto a la capacidad antioxidante de frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes, en el presente trabajo se encontraron diferencias entre los tratamientos para los diferentes ensayos realizados. La capacidad antioxidante DPPH resultó con los menores valores para el tratamiento -K, mientras que en el tratamiento -P y -Ca se encontró un aumento con respecto al control. Gaaliche *et al.* (2019) encontraron el mismo efecto en plantas de higuera con distintas aplicaciones foliares de K. El aumento de la capacidad antioxidante DPPH en los frutos del tratamiento -P puede explicarse debido al aumento del radical libre H_2O_2 , lo cual fue reportado en frutos de *Morus alba* por Kumar *et al.* (2007). Por otro lado, el aumento de la capacidad

antioxidante con deficiencia de Ca ha sido reportado en plantas de *Brassica oleracea* por Guo *et al.* (2018). Por otro lado, Singh *et al.* (2011) encontraron mayor capacidad antioxidante en plantas de *Dacus carota* con deficiencia de Ca por el método ORAC para compuestos hidrosolubles, el cual puede ser comparado con el ensayo DPPH utilizado en el presente estudio. Una tendencia similar se encontró para el caso de la capacidad antioxidante en cáscara. En el caso de los compuestos ligados, los frutos con deficiencia de Ca tuvieron mayor capacidad antioxidante que el resto de los tratamientos, entre los cuales no se encontró diferencia estadística significativa (Cuadro 14).

Cuadro 14. Capacidad antioxidante mediante los ensayos DPPH, ABTS y FRAP en frutos de higuera con deficiencia de macronutrientes.

TRATA	DPPH (mmolTE kg ⁻¹)		ABTS (mmolTE kg ⁻¹)		FRAP (mmolTE kg ⁻¹)	
	Solubles	Ligados	Solubles	Ligados	Solubles	Ligados
PULPA						
Control	284.48 c	55.98 b	433.71 b	64.69 c	98.33 c	12.04 c
-P	312.76 b	59.92 b	450.18 a	74.08 b	69.76 d	69.34 ab
-K	252.81 d	58.53 b	320.27 d	88.62 a	122.61 b	66.97 ab
-Ca	326.51 a	78.84 a	390.41 c	84.14 a	68.60 d	56.02 b
-Mg	273.25 c	64.72 b	436.64 b	69.47 bc	145.31 a	72.65 a
CÁSCARA						
Control	139.67 b	51.13 a	225.72 b	48.78 b	256.19 c	19.65 c
-P	137.16 b	35.21 b	214.71 b	32.99 c	335.46 b	22.65 c
-K	100.27 c	38.95 b	124.17 c	37.29 bc	382.18 a	39.52 b
-Ca	197.76 a	56.10 a	280.33 a	69.58 a	253.97 c	42.95 ab
-Mg	96.66 c	26.46 c	217.38 b	25.91 c	325.19 b	47.00 a

Letras diferentes entre cada columna indican diferencia significativa (Tukey, $p<0.05$).

Para el caso del ensayo ABTS, al igual que en DPPH, los frutos del tratamiento -K resultaron con los menores valores de capacidad antioxidante, seguido el tratamiento -Ca. Sin embargo, en este ensayo, los frutos del tratamiento -P resultaron con mayor capacidad antioxidante con respecto al control. Este efecto también fue reportado por Galieni *et al.* (2015) al encontrar mayor capacidad antioxidante ABTS en plantas de *Lactuca sativa* sin aplicación de P. Kumar *et al.* (2007) reportaron un aumento del radical H_2O_2 en plantas de *Morus alba* sin suministro de P, lo cual explica el aumento de la capacidad antioxidante. Curiosamente, la capacidad antioxidante ABTS en los compuestos ligados tuvo un comportamiento inverso a los compuestos solubles, debido a que aumentó en los tratamientos -K y -Ca.

En el caso de la cáscara, se encontró un efecto similar al observado en pulpa, ya que el tratamiento -K arrojó los menores valores de capacidad antioxidante, mientras que en el tratamiento -Ca se incrementó, con respecto al control. En el caso de los compuestos ligados, también se encontró un valor superior para el mismo tratamiento. El mismo efecto fue reportado por Singh *et al.* (2011) en *Dacus carota* mediante el ensayo ORAC para compuestos liposolubles, el cual puede ser comparado con el ensayo ABTS. Otro estudio realizado por Ahmad *et al.* (2016) reportó aumentos en los niveles de H_2O_2 y mayor peroxidación lipídica en plantas de *Cicer arietinum* sometidas a deficiencia de Ca, lo cual explica los resultados encontrados en esta investigación. El Ca es un elemento importante en el metabolismo vegetal, ya que una de sus principales funciones es como componente de la membrana celular, lo cual favorece la integridad de esta (Hawkesford *et al.*, 2012). Debido a lo anterior, la

deficiencia de Ca promueve estrés oxidativo. Dicho efecto ha sido estudiado por Nieves *et al.* (2018).

Por último, en el ensayo FRAP se encontró un aumento de la capacidad antioxidante de la pulpa en los tratamientos -Mg y -K, mientras que los tratamientos -P y -Ca disminuyeron con respecto al testigo. Una tendencia similar ocurrió en cáscara, donde también se incrementó la capacidad antioxidante en los tratamientos -Mg y -K. Michalska *et al.* (2016) reportaron un incremento de FRAP en plantas de *Solanum tuberosum* con deficiencia de K, al igual que en el presente estudio. La capacidad antioxidante FRAP también disminuyó en plantas de *Brassica oleracea* con ausencia de Ca (Guo *et al.*, 2018). En general, los valores de FRAP solubles fueron superiores en cáscara, comparados con pulpa, para todos los tratamientos evaluados.

Lo anterior coincide con lo reportado por Guo *et al.*, (2003) donde se encontró mayor capacidad antioxidante en distintas frutas, como naranja, piña, plátano, entre otras. En el caso de la capacidad antioxidante FRAP para compuestos ligados, se encontraron valores superiores para todos los tratamientos de deficiencia de macronutrientes (-P, -K, -Ca y -Mg), lo anterior tanto en pulpa como cáscara. Dicho efecto puede explicarse debido a una respuesta de la planta para evitar daño celular debido a radicales libres, aumentando la capacidad antioxidante de los compuestos ligados a la pared celular.

5. CONCLUSIONES

Las plantas de higuera mostraron síntomas visuales específicos para cada uno de los elementos estudiados.

El N fue el elemento que más afectó el crecimiento vegetativo, seguidos del P, K y Ca, además, el N, K, y Mg disminuyeron el contenido de clorofila en el estrato bajo y medio de las plantas.

La ausencia de algunos elementos ocasionó la mayor acumulación de otros iones en los distintos tejidos de la planta, lo anterior debido a interacciones de antagonismo y sinergismo, distintas para cada elemento.

La ausencia de macronutrientes en las plantas de higuera afectó la producción de frutos, con decrementos en el rendimiento, tamaño, peso y número de frutos, mientras que las plantas con deficiencias de N no produjeron frutos. Asimismo, las deficiencias de macronutrientes afectaron la calidad fisicoquímica de los frutos, con reducciones en °Brix, pH y AT. Los compuestos fenólicos totales (solubles + ligados) se incrementaron en los tratamientos -P y -Ca, lo cual se reflejó en incrementos de las capacidades antioxidantes en los ensayos DPPH, ABTS y FRAP. El tratamiento -K registró los menores valores de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante.

Con base en los resultados, se concluye que el orden de afectación de los elementos (de mayor a menor daño) fue: N>K>P>Ca>Mg.

6. REFERENCIAS

- Acosta E., B. A.; Gutiérrez U., J. A.; Serna S., S. O. 2013. Bound phenolics in foods, a review. Food Chem. 152: 46-55, doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.11.093>
- Agustí, M. 2010. Fruticultura, 2^{da} Edición. Ed. Mundi-Prensa, Madrid, España. 507 p. ISBN 978-84-8476-398-7.
- Ahmad, P.; Abdel L., A. A.; Abd A., E. F.; Hashem, A.; Sarwat, M.; Anjum, N. A.; Gucel, S. 2016. Calcium and Potassium Supplementation Enhanced Growth, Osmolyte Secondary Metabolite Production, and Enzymatic Antioxidant Machinery in Cadmium-Exposed Chickpea (*Cicer arietinum* L.). Front. Plant. Sci. 7: 513, doi: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00513>
- Alcántar G., G.; Trejo T., L. I.; Fernández P., L.; Rodríguez M., M. 2016. Elementos esenciales. In: *Nutrición de cultivos*, 2nd ed; Alcántar G., G., L. I. Trejo T. y F. C. Gómez M., eds; Colegio de Postgraduados: México City, Méx., pp. 23-55, ISBN: 978-607-715-324-5.
- Alcántar, G. G.; Sandoval, V. M. 1999. Manual de Análisis Químico de Tejidos Vegetales. Publicación especial No. 10. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Chapingo, Estado de México, México.
- Alves F., R.; Montes N., B.M.; Almeida, H.; Mello P, R. 2015. Growth and nutritional disorders of eggplant cultivated in nutrients solutions with suppressed macronutrients. J. Plant Nutr. 7, 1097-1109, doi: <https://doi.org/10.1080/01904167.2014.963119>

- Alves F., R.; Montes N., B.M.; Almeida, H.; Mello P, R. 2016. Growth and nutritional disorders of coffee cultivated in nutrient solutions with suppressed macronutrients. J. Plant Nutr. 11, 1578-1588, doi: <https://doi.org/10.1080/01904167.2016.1161777>
- AOAC. 2000. Vitamin and other nutrient. *In*: Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists International, 17th ed.; Hoerwitz, W., Ed.; AOAC International: Gaithersburg, MD, USA.
- Arnon, D. I. & Stout P. R. 1939. An essentiality of certain elements in minute quantity for plants with special reference to copper. Plant Physiol. 14: 371–375
- Badgujar, S. B.; Patel, V. V.; Bandivdekar, A. H.; Mahajan, R. T. 2014. Traditional uses, phytochemistry and pharmacology of *Ficus carica*: A review. Pharm. Biol. 52 (11): 1487-1503, doi: <https://doi.org/10.3109/13880209.2014.892515>
- Barolo, M. I.; Ruiz, N.; López, S. N. 2014. *Ficus carica* L. (Moraceae): An ancient source of food and health. Food Chem. 164: 119-127, doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.04.112>
- Bremner, J. M. 1965. Total nitrogen. *In*: *Methods for Soil Analysis. Part 2. Chemical and Microbiological Properties*; Norman, A. G., ed.; Amer. Soc. Agron., Inc. Madison, Wisconsin, USA, pp. 1149–1178.
- Brown, P. 1994. Seasonal variations in fig (*Ficus carica* L.) leaf nutrient concentrations. HortScience, 8, 871-873, doi: <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.29.8.871>

- Capato L., T.; Mendoca F., M. S.; Paes M., L. V.; Souza G., Y.; Pires P., J. A.; Franca L., K. 2019. Visual symptoms of macronutrient and boron deficiency in *Cymbopogon citratus*. J. Plant Nutr. 13: 1430-1438, doi: <https://doi.org/10.1080/01904167.2019.1628974>
- Chandra S., B.; Karmoker, J. L. 2011. Effects of phosphorus deficiency on accumulation of biochemical compounds in lentil (*Lens culinaris* Medik.) Bangl. J. Bot. 40: 23-27, doi: <https://doi.org/10.3329/bjb.v40i1.7992>
- Chen, L.; Zeng, J.; Xu, D.; Zhao, Z.; Guo, J. 2010. Macronutrient deficiency symptoms in *Betula alnoides* seedlings. Jour. Trop. For. Sci., 4, 403–413.
- ColorHexa. 2019. Color Encyclopedia: Information and Conversion. Computer Software. Available online: <https://www.colorhexa.com> (accessed on 31 January 2019).
- Commission Internationale De L'ecclairage. 2004. Cie 15: Technical Report: Colorimetry, Commission Internationale De L'ecclairage, 3rd ed.; CIE: Vienna, Austria.
- Crisosto, H.; Ferguson, L.; Bremer, V.; Stover, E.; Colelli, G. 2011. Fig (*Ficus carica* L.) In: [Postharvest Biology and Technology of Tropical and Subtropical Fruits](#). Yahia, E. M. ed. Woodhead Publishing, Elsevier. Cambridge, U.K., pp. 134-158, doi: <https://doi.org/10.1533/9780857092885.134>

- Crisosto, C. H.; Bremer, V.; Ferguson, L.; Crisosto, G. M. 2010. Evaluating Quality Attributes of Four Fresh Fig (*Ficus carica* L.) Cultivars Harvested at Two Maturity Stages. HortScience 45(4): 707-710, doi: <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.45.4.707>
- Dalkilic, Z. 2017. Genetics and biodiversity of Figs (*Ficus carica* L.). Genetic and biodiversity journal 1: 51-53.
- Davarpanah, S.; Tehranifar, A.; Abadía, J.; Val, J.; Davarynejad, G.; Aran, M.; Khorassani, R. 2017. Foliar calcium fertilization reduces fruit cracking in pomegranate (*Punica granatum* cv. Ardestani). Sci. Hort. 230: 86-91, doi: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.11.023>
- Deepa, P.; Sowndhararajan, K.; Kim, S.; Jin P., S. 2018. A role of *Ficus* species in the management of diabetes mellitus: A review. J. Ethnopharmacol. 215: 210-232, doi: <https://doi.org/10.1016/j.jep.2017.12.045>
- Dussán, S. L.; Villegas, D. A.; Miranda, D. 2016. Efecto de la deficiencia de N, P, K, Mg, Ca y B sobre la acumulación y distribución de la masa seca en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L.) var. ICA Palmira II en fase de vivero. Rev. Colomb. Cienc. Hortic. 1, 40-52, doi: <https://doi.org/10.17584/rcch.2016v10i1.4277>
- Engels, C.; Kirkby, E.; White, P. 2012. Mineral Nutrition, Yield and Source-Sink Relationships. In: *Marschner's mineral nutrition of higher plants*, 3rd ed; Marschner, H., ed; Academic Press, London, UK. pp. 85-133, doi: <https://doi.org/10.1016/C2009-0-63043-9>

- Esref I, M.; Aksoy, U.; Okur, B.; Ongun, A.; Tepecik, M. 2008. Effect of calcium based fertilization on dried fig (*Ficus carica* L. cv. Sarilop) yield and quality. Sci. Hort. 118(4): 308-312, doi: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2008.06.024>
- Farhat, N.; Elkhouni, A.; Zorrig, W.; Smaoui, A.; Abdelly, C.; Rabhi, M. 2016. Effects of magnesium deficiency on photosynthesis and carbohydrate partitioning. Acta Physiol. Plant. 145, doi: <https://doi.org/10.1007/s11738-016-2165-z>
- Flores D., A. 1990. La Higuera, Frutal Mediterráneo Para Climas Cálidos. Mundi-Prensa, España, pp. 190, ISBN 9788471142863.
- Food and Agriculture Organization (FAO) Statistical Yearbook. Agricultural production. Available online: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC> (Accessed on 12 September 2019).
- Gaaliche, B.; Ladhari, A.; Zarrelli, A.; Ben M., M. 2019. Impact of foliar potassium fertilization on biochemical composition and antioxidant activity of fig (*Ficus carica* L.). Sci. Hort. 253: 111-119, doi: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.04.024>
- Galieni, A.; Di Mattia, C.; Gregorio, M.; Specca, S.; Mastrocola, D.; Pisante, M.; Stagnari, F. 2015. Effects of nutrient deficiency and abiotic environmental stresses on yield, phenolic compounds and antiradical activity in lettuce (*Lactuca sativa* L.). Sci. Hort. 187: 93-101, doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2015.02.036>
- García L., J. I.; Niño M., G.; Olivares S., E.; Lira S., R. H.; Barriga C., E. D.; Vázquez A., R.; Rodríguez S., P. A.; Zavala G., F. 2019. Foliar Application of Zinc Oxide Nanoparticles and Zinc Sulfate Boosts the Content of Bioactive Compounds in

- Habanero Peppers. *Plants* 8(8): 254, doi: <https://doi.org/10.3390/plants8080254>
- Giaccone, M.; Pannico, A.; Scognamiglio, C.; Rivera, M.; Cirillo, C.; Rouphael, Y.; Pascale, S.; Basile, B. 2017. Regression model for leaf area estimation in *Ficus carica* L. *Acta Hort.*, 1163, 163-168, doi: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2017.1173.27>
- Guo, C.; Yang, L.; Wei, J.; Li, Y.; Xu, J.; Jiang, Y. 2003. Antioxidant activities of peel, pulp and seed fractions of common fruits as determined by FRAP assay. *Nutr. Res.* 23: 1719-1726, doi: [http://dx.doi.org/10.1016/S0271-5317\(03\)00184-2](http://dx.doi.org/10.1016/S0271-5317(03)00184-2)
- Guo, L.; Zhu, Y.; Wang, F. 2018. Calcium sulfate treatment enhances bioactive compounds and antioxidant capacity in broccoli sprouts during growth and storage. *Postharvest Biol. Tec.* 139: 12-19, doi: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2018.01.010>
- Guo, W.; Nazim, H.; Liang, Z.; Yang, D. 2016. Magnesium deficiency in plants: An urgent problem. *Crop J.* 2: 83-91, doi: <https://doi.org/10.1016/j.cj.2015.11.003>
- Harzallah, A.; Bhouri, A. M.; Amri, Z.; Soltana, H.; Hammami, M. 2016. Phytochemical content and antioxidant activity of different fruit parts juices of three figs (*Ficus carica* L.) varieties grown in Tunisia. *Ind. Crop. Prod.* 83: 255-267, doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.12.043>
- Hawkesford, M.; Horst, W.; Kichey, T.; Lambers, H.; Schjoerring, J.; Skrumsager, I.; White, P. 2012. Functions of macronutrients. In: *Marschner's mineral nutrition*

of higher plants, 3rd ed; Marschner, H., ed; Academic Press, London, UK, pp. 135-189, doi: <https://doi.org/10.1016/C2009-0-63043-9>

He, M.; Tian, H.; Luo, X.; Qi, X.; Chen, X. 2015. Molecular Progress in Research on Fruit Astringency. *Molecules* 20: 1434-1451, doi: <http://dx.doi.org/10.3390/molecules20011434>

Holstein, H.; Crisosto, G. M.; Crisosto, C. H. 2017. Fertirigation with potassium increase size and yield in fresh fig growing in California. *Acta Hort.* 1173: 177-182, doi: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2017.1173.30>

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). Mapa Digital de México V6.3 Available online: <http://gaia.inegi.org.mx/mdm6/?coordinates=> (Accessed on: 10 September 2019).

Integrated Taxonomic Information System (ITIS). 2019. Disponible en: https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=19093#null Consultado el 10 de octubre de 2019.

Karthika, K.S., Rashmi, I.; Parvathi, M.S. 2018. Biological functions, uptake and transport of essential nutrients in relation to plant growth. In: *Plant nutrients and abiotic stress tolerance*; Hasanuzzaman, M.; Fujita, M.; Oku, H.; Nahar, K.; Hawrylak, B., eds; Springer Nature Singapore, Gateway East, Singapore, pp. 1-49, doi: <https://doi.org/10.1007/978-981-10-9044-8>

Kathpalia, R.; Bhatla, S. C. 2018. Plant Mineral Nutrition. In: *Plant Physiology, Development and Metabolism*; Bhatla, S. C.; Lal, M. A., eds; Springer Nature

Singapore, Gateway East, Singapore, pp. 37-81, doi:
<https://doi.org/10.1007/978-981-13-2023-1>

Kobayashi, N. I.; Saito, T.; Iwata, N.; Ohmae, Y.; Iwata, R.; Tanoi, K.; Nakanishi, M. 2013. Leaf senescence in rice due to magnesium deficiency mediated defect in transpiration rate before sugar accumulation and chlorosis. *Physiol. Plantarum* 148: 490-501, doi: <https://doi.org/10.1111/ppl.12003>

Kumar T., R.; Kumar, P.; Nand S., P. 2007. Oxidative Stress and Antioxidant Responses in Young Leaves of Mulberry Plants Grown Under Nitrogen, Phosphorus or Potassium Deficiency. *J. Integr. Plant. Biol.* 49(3): 313-322, doi: <https://doi.org/10.1111/j.1672-9072.2006.00358.x>

López C., J.J.; Zavala G., F.; Urías O., V.; Martínez A., G.C.G.; Rojas, R.; Nino M., G. 2015. Chromatic, phenolic and antioxidant properties of sorghum bicolor genotypes. *Not. Bot. Horti. Agrobot.* 43: 366–370, doi: <https://doi.org/10.15835/nbha4329949>

Mawa, S.; Husain, K.; Jantan, I. 2013. *Ficus carica* L. (Moraceae): Phytochemistry, Traditional Uses and Biological Activities. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine* 2013, Article ID 974256, doi: <http://dx.doi.org/10.1155/2013/974256>

Mendoza C., V. M.; Pineda P., J.; Vargas C., J. M.; Hernández A., E. 2019. Nutrition of fig (*Ficus carica* L.) under hydroponics and greenhouse conditions. *J. Plant Nutr.* 11, 1350-1365, doi: <https://doi.org/10.1080/01904167.2019.1609510>

- Mendoza C., V.M.; Vargas C., J. M.; Calderón Z., G.; Mendoza C., M. C.; Santacruz V., A. 2017. Intensive production systems of Fig (*Ficus carica* L.) under greenhouse conditions. *Exp. Agr.* 3, 339-350, doi: <https://doi.org/10.1017/S0014479716000405>
- Mengel, K.; Kirkby, E. A.; Kosegarten, H.; Appel, T. 2001. *Principles of plant nutrition*, 5th ed.; Springer, Dordrecht, NL., doi: <https://doi.org/10.1007/978-94-010-1009-2>
- Michalska, A.; Wojdylo, A.; Bogucka, B. 2016. The influence of nitrogen and potassium fertilisation on the content of polyphenolic compounds and antioxidant capacity of coloured potato. *J. Food Compos. Anal.* 47: 69-75, doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jfca.2016.01.004>
- Mota R., M. J.; Rocha P., L. G. 2014. Physical and Quality Characteristics of Jupi Pineapple Fruits on Macronutrient and Boron Deficiency. *Nat. Res.* 5: 359-366, doi: <http://dx.doi.org/10.4236/nr.2014.58034>
- Muñoz R., J. J. 2009. Manejo del cultivo de tomate en invernadero. In: *Manual de Producción de Tomate en Invernadero*; Castellanos, J.Z., ed.; Intagri, Celaya, Méx., pp. 45-92, ISBN: 978-607-95302-0-4.
- Nava, G.; Roque, A.; Ribeiro, G. 2008. Nitrogen and Potassium Fertilization Affect Apple Fruit Quality in Southern Brazil. *Commun. Soil. Sci. Plan.* 39: 96-107, doi: <http://dx.doi.org/10.1080/00103620701759038>

- Nieves C., M.; López D., M.; Ródenas, R.; Martínez, V.; Rubio, F.; Rivero, R. 2018. Critical responses to nutrient deprivation: a comprehensive review on the role of ROS and RNS. *Environ. Exp. Bot.* 161: 64-85, doi: <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2018.10.039>
- Papadopoulos, A.P.; Bar-Tal, A.; Silber, A.; Saha, U. K.; Raviv, K. 2008. Inorganic and synthetic organic components of soilless culture and potting mixes. In: *Soilless Culture, Theory and Practices*; Raviv, M.; Lieth, J. H. eds; Elsevier, Amsterdam, NL., pp. 505-543, ISBN: 978-0-444-52975-6
- Quaggio, J. A.; Junior, D. M.; Boaretto, R. M. 2011. Sources and rates of potassium for sweet orange production. *Sci. Agric.* 68(3): 369-375, doi: <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-90162011000300015>
- Rhodes, R.; Miles, N.; Charles H., J. 2018. Interactions between potassium, calcium and magnesium in sugarcane grown on two contrasting soils in South Africa. *Field Crop. Res.* 225, 1-11, doi: <https://doi.org/10.1016/j.fcr.2018.01.001>
- Ribeiro C., A. C.; Gomes W., L.; Loges, V.; Arruda C., M. F.; Souza A., F. A. 2015. Macronutrients deficiency in *Heliconia psittacorum* x *Heliconia spathocircinata* 'Golden Torch'. *Rev. Ciênc. Agron.* 2, 258-265, doi: <http://doi.org/10.5935/1806-6690.20150005>
- Rodríguez M., M. N.; Tejo T., L. I.; Alcántar G., G. 2016. Acceso, absorción y transporte nutrimental In: *Nutrición de cultivos*, 2nd ed; Alcántar G., G., L. I. Tejo T. y F. C. Gómez M., eds; Colegio de Postgraduados: México City, Méx., pp. 153-182, ISBN: 978-607-715-324-5.

Romheld, V. 2012. Diagnosis of deficiency and toxicity of nutrients. In: *Marschner's mineral nutrition of higher plants*, 3rd ed; Marschner, H., ed; Academic Press, London, UK, pp. 299-312, doi: <https://doi.org/10.1016/C2009-0-63043-9>

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2019. Available online: <https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-agricola-33119> (Accessed on: 10 September 2019).

Servicio Meteorológico Nacional. 2019. Available online: <https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/informacion-climatologica/normales-climatologicas-por-estado> (Accessed on: 12 September 2019).

Sevil K., S.; Ertan, E.; Seferoglu, S. 2007. Effect of different nutrient solution formulations on morphological and biochemical characteristics of nursery fig trees grown in substrate culture. *Sci. Hort.* 2, 20–27, doi: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2007.01.032>

Singh, D. P.; Beloy, J.; McInerney, J. K.; Dar, L. 2011. Impact of boron, calcium and genetic factors on vitamin C, carotenoids, phenolic acids, anthocyanins and antioxidant capacity of carrots (*Daucus carota*) *Food Chem.* 132: 1161-1170, doi: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.11.045>

Soares S., M. P.; Mendoca F., M. S.; Cesar S., P.; Cordeiro C., A. J; Silva J., T. 2019. *Capsicum annuum* var. *Annuum* under macronutrients and boron deficiencies: Leaf content and visual symptoms. *J. Plant Nutr.* 5, 417-427, doi: <https://doi.org/10.1080/01904167.2018.1544255>

- Soliman, S.S.; Alebidi, A. I.; Al-Obeed, A.; Saif, A. M. 2018. Effect of potassium fertilizer on fruit quality and mineral composition of fig (*Ficus carica* L. cv. Brown Turkey). Pak. J. Bot., 50(5): 1753-1758.
- Sun, R.; Sun, L.; Jia, M. 2017. Analysis of psoralen and mineral elements in the leaves of different fig (*Ficus carica*) cultivars. Acta Hort. 1173, 293-296, doi: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2017.1173.50>
- Taiz L.; Zeiger, E. Moller, I. M.; Murphy, A. 2014. *Plant physiology and development* 6th; Sinauer Associates; Sunderland, MA, USA, ISBN: 978-1-60535-255-8.
- Tanoi, K.; Kobayashi, N. 2015. Leaf senescence by magnesium deficiency. Plants 4, 756-772, doi: <https://doi.org/10.3390/plants4040756>
- Tisdale, S. L.; Nelson, W.L.; Beaton, J. D. and Havlin, J. L. 1997. Soil fertility and fertilizers, 5th ed, Second Indian Reprint. Prentice Hall of India Ltd, New Delhi
- Trejo T., L. I.; Estrada O., E.; Gómez M., F. C.; Becker, C.; Krumbein, A.; Schwarz, D. 2019. Flavonoid, Nitrate and Glucosinolate Concentrations in Brassica Species Are Differentially Affected by Photosynthetically Active Radiation, Phosphate and Phosphite. Front. Plant. Sci. 10: 371, doi: <http://dx.doi.org/10.3389/fpls.2019.00371>
- United States Department of Agriculture (USDA). 2019. Agricultural Research Service. Food Composition Databases. Disponible en: <https://ndb.nal.usda.gov/ndb/search/list> (Accesed on 10 September 2019).

- Vallejo, F.; Marín, J.G.; Tomás B., F. A. 2011. Phenolic compound content of fresh and dried figs (*Ficus carica* L.). *Food Chem.* 130: 485-492, doi: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.07.032>
- Veígas, I. J. M.; Silva L., A. K.; Silva R., M. F.; Morais C., R. L.; Capucho F., D. A.; Oliveira N., C. F.; Oliveira C., H. E.; Silva G., E. M.; Ruffeil A., G. A.; Poliana S., S. 2012. Visual symptoms and growth parameters linked to deficiency of macronutrients in young *Swietenia macrophylla* plants. *J. Food, Agr. & Env.* 1, 937-940, doi: <https://doi.org/10.1234/4.2012.2834>
- Veígas, I.D.J.M.; Sousa, G.O.D.; Silva, A.F.D.; Carvalho, J.G.D.; Lima, M.M. 2013. Mineral composition and visual symptoms of nutrients deficiencies in long pepper plants (*Piper hispidinervum* C. DC.). *Acta Amazon.* 1, 43–50, doi: <http://doi.org/10.1590/S0044-59672013000100006>
- White, P. J. 2012. Ion uptake mechanisms of individual cells and roots: Short-distance transport. In: *Marschner's mineral nutrition of higher plants*, 3rd ed; Marschner, H., ed; Academic Press, London, UK, pp. 7-47, doi: <https://doi.org/10.1016/C2009-0-63043-9>

ANEXO 1. CUADROS DE ANÁLISIS DE VARIANZA

Cuadro A1. Análisis de varianza para crecimiento del tallo.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1599.157	5	319.831	6.561	.000
Error	21106.041	433	48.744		
Total	30722.000	439			

Cuadro A2. Análisis de varianza para altura de planta

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	305848.964	5	61169.793	101.825	.000
Error	260117.637	433	600.734		
Total	3314146.000	439			

Cuadro A3. Análisis de varianza para diámetro del tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1814.796	5	362.959	77.304	.000
Error	1892.177	403	4.695		
Total	62434.134	409			

Cuadro A4. Análisis de varianza para largo de entrenudos.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	207.126	5	41.425	11.520	.000
Error	1341.292	373	3.596		
Total	4213.955	379			

Cuadro A5. Análisis de varianza para peso seco de raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	16052.087	5	3210.417	10.174	.001
Error	3786.693	12	315.558		
Total	97795.990	18			

Cuadro A6. Análisis de varianza para peso seco de tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	16692.738	5	3338.548	7.016	.003
Error	5710.173	12	475.848		
Total	125612.300	18			

Cuadro A7. Análisis de varianza para peso seco de hojas

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	9369.458	5	1873.892	26.990	.000
Error	694.287	10	69.429		
Total	50676.070	16			

Cuadro A8. Análisis de varianza para número de hojas (Periodo 1)

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1040.147	5	208.029	9.801	.000
Error	2844.274	134	21.226		
Total	21023.000	140			

Cuadro A9. Análisis de varianza para número de hojas (Periodo 2)

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	3135.348	5	627.070	51.947	.000
Error	1714.131	142	12.071		
Total	22429.000	148			

Cuadro A10. Análisis de varianza para área foliar (Periodo 1)

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	221995458.349	5	44399091.670	15.360	.000
Error	387343466.211	134	2890622.882		
Total	2077349564.226	140			

Cuadro A11. Análisis de varianza para área foliar (Periodo 2)

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	384233308.070	5	76846661.614	52.437	.000
Error	208099843.045	142	1465491.852		
Total	1964353950.814	148			

Cuadro A12. Análisis de varianza para unidades SPAD en el estrato bajo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	4041.115	5	808.223	18.853	.000
Error	1028.883	24	42.870		
Total	45341.023	30			

Cuadro A13. Análisis de varianza para unidades SPAD en el estrato medio

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	593.627	5	118.725	3.199	.024
Error	890.630	24	37.110		
Total	51533.678	30			

Cuadro A14. Análisis de varianza para unidades SPAD en el estrato alto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	122.302	5	24.460	.734	.605
Error	799.489	24	33.312		
Total	38583.527	30			

Cuadro A15. Análisis de varianza para concentración de N en hojas

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	3.479	5	.696	10.619	.000
Error	.786	12	.066		
Total	126.049	18			

Cuadro A16. Análisis de varianza para concentración de P en hojas

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.054	5	.011	8.587	.001
Error	.015	12	.001		
Total	1.135	18			

Cuadro A17. Análisis de varianza para concentración de K en hojas

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	4.642	5	.928	25.107	.000
Error	.444	12	.037		
Total	37.136	18			

Cuadro A18. Análisis de varianza para concentración de Ca en hojas

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1.610	5	.322	5.791	.006
Error	.667	12	.056		
Total	95.835	18			

Cuadro A19. Análisis de varianza para concentración de Mg en hojas

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1.010	5	.202	34.724	.000
Error	.070	12	.006		
Total	5.682	18			

Cuadro A20. Análisis de varianza para concentración de N en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	2.963	5	.593	31.241	.000
Error	.228	12	.019		
Total	43.481	18			

Cuadro A21. Análisis de varianza para concentración de P en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.051	5	.010	14.732	.000
Error	.008	12	.001		
Total	1.168	18			

Cuadro A22. Análisis de varianza para concentración de K en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.622	5	.124	49.681	.000
Error	.030	12	.003		
Total	6.691	18			

Cuadro A23. Análisis de varianza para concentración de Ca en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.102	5	.020	5.281	.009
Error	.046	12	.004		
Total	8.930	18			

Cuadro A24. Análisis de varianza para concentración de Mg en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.016	5	.003	9.057	.001
Error	.004	12	.000		
Total	1.000	18			

Cuadro A25. Análisis de varianza para concentración de N en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.660	5	.132	1.680	.214
Error	.943	12	.079		
Total	91.338	18			

Cuadro A26. Análisis de varianza para concentración de P en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.622	5	.124	31.119	.000
Error	.048	12	.004		
Total	5.835	18			

Cuadro A27. Análisis de varianza para concentración de K en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1.254	5	.251	57.406	.000
Error	.052	12	.004		
Total	12.322	18			

Cuadro A28. Análisis de varianza para concentración de Ca en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1.343	5	.269	4.535	.015
Error	.711	12	.059		
Total	27.692	18			

Cuadro A29. Análisis de varianza para concentración de Mg en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.073	5	.015	25.346	.000
Error	.007	12	.001		
Total	1.768	18			

Cuadro A30. Análisis de varianza para concentración de N en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	4.476	4	1.119	13.779	.000
Error	.812	10	.081		
Total	54.213	15			

Cuadro A31. Análisis de varianza para concentración de P en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.014	4	.004	7.387	.005
Error	.005	10	.000		
Total	.607	15			

Cuadro A32. Análisis de varianza para concentración de K en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.451	4	.113	16.676	.000
Error	.068	10	.007		
Total	8.352	15			

Cuadro A33. Análisis de varianza para concentración de Ca en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.015	4	.004	5.020	.018
Error	.007	10	.001		
Total	1.047	15			

Cuadro A34. Análisis de varianza para concentración de Mg en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.002	4	.001	5.620	.012
Error	.001	10	9.427E-05		
Total	.108	15			

Cuadro A35. Análisis de varianza para concentración de Fe en hoja

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	392805.891	5	78561.178	4.411	.016
Error	213727.911	12	17810.659		
Total	7767742.573	18			

Cuadro A36. Análisis de varianza para concentración de B en hoja

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	10335.166	5	2067.033	4.104	.021
Error	6044.066	12	503.672		
Total	348377.641	18			

Cuadro A37. Análisis de varianza para concentración de Mn en hoja

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	89833.420	5	17966.684	14.180	.000
Error	15204.819	12	1267.068		
Total	614006.093	18			

Cuadro A38. Análisis de varianza para concentración de Zn en hoja

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	543.897	5	108.779	5.360	.008
Error	243.528	12	20.294		
Total	26624.692	18			

Cuadro A39. Análisis de varianza para concentración de Cu en hoja

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	13.056	5	2.611	7.509	.002
Error	4.173	12	.348		
Total	536.991	18			

Cuadro A40. Análisis de varianza para concentración de Fe en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	24014.933	5	4802.987	7.809	.002
Error	7380.936	12	615.078		
Total	390432.187	18			

Cuadro A41. Análisis de varianza para concentración de B en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	77.389	5	15.478	2.259	.115
Error	82.210	12	6.851		
Total	12019.550	18			

Cuadro A42. Análisis de varianza para concentración de Mn en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	10894.630	5	2178.926	63.636	.000
Error	410.883	12	34.240		
Total	40953.910	18			

Cuadro A43. Análisis de varianza para concentración de Zn en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	29.353	5	5.871	4.195	.019
Error	16.793	12	1.399		
Total	2031.885	18			

Cuadro A44. Análisis de varianza para concentración de Cu en tallo

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	9.893	5	1.979	22.716	.000
Error	1.045	12	.087		
Total	223.290	18			

Cuadro A45. Análisis de varianza para concentración de Fe en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	629094.905	5	125818.981	1.223	.357
Error	1234636.001	12	102886.333		
Total	27513507.690	18			

Cuadro A46. Análisis de varianza para concentración de B en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	691.764	5	138.353	5.832	.006
Error	284.697	12	23.725		
Total	19255.819	18			

Cuadro A47. Análisis de varianza para concentración de Mn en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	78573.893	5	15714.779	17.258	.000
Error	10927.251	12	910.604		
Total	367315.451	18			

Cuadro A48. Análisis de varianza para concentración de Zn en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	630.089	5	126.018	2.799	.067
Error	540.295	12	45.025		
Total	29800.316	18			

Cuadro A49. Análisis de varianza para concentración de Cu en raíz

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	792.611	5	158.522	7.488	.002
Error	254.029	12	21.169		
Total	11119.649	18			

Cuadro A49. Análisis de varianza para concentración de Fe en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	3327.471	4	831.868	5.584	.013
Error	1489.750	10	148.975		
Total	43532.003	15			

Cuadro A50. Análisis de varianza para concentración de B en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	27.375	4	6.844	.775	.566
Error	88.327	10	8.833		
Total	6503.328	15			

Cuadro A51. Análisis de varianza para concentración de Mn en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	254.508	4	63.627	22.179	.000
Error	28.688	10	2.869		
Total	1025.635	15			

Cuadro A52. Análisis de varianza para concentración de Zn en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	98.330	4	24.583	3.826	.039
Error	64.245	10	6.425		
Total	1891.093	15			

Cuadro A53. Análisis de varianza para concentración de Cu en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	6.660	4	1.665	16.609	.000
Error	1.003	10	.100		
Total	148.539	15			

Cuadro A54. Análisis de varianza para peso de fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	282.906	4	70.727	47.695	.000
Error	8.897	6	1.483		
Total	7304.486	11			

Cuadro A55. Análisis de varianza para número de frutos

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	108.500	4	27.125	12.056	.005
Error	13.500	6	2.250		
Total	1453.000	11			

Cuadro A56. Análisis de varianza para rendimiento por planta

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	227352.105	4	56838.026	29.817	.000
Error	11437.483	6	1906.247		
Total	1168366.793	11			

Cuadro A57. Análisis de varianza para diámetro polar de fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	70.572	4	17.643	11.337	.002
Error	12.450	8	1.556		
Total	19409.165	13			

Cuadro A58. Análisis de varianza para diámetro ecuatorial de fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	81.029	4	20.257	4.761	.021
Error	42.552	10	4.255		
Total	18782.234	15			

Cuadro A59. Análisis de varianza para °Brix en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	79.838	4	19.960	8.886	.003
Error	20.215	9	2.246		
Total	5098.473	14			

Cuadro A60. Análisis de varianza para acidez titulable en fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.086	4	.022	28.470	.000
Error	.007	9	.001		
Total	1.580	14			

Cuadro A61. Análisis de varianza para pH de fruto

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	.931	4	.233	23.294	.000
Error	.100	10	.010		
Total	419.946	15			

Cuadro A62. Análisis de varianza para el parámetro cromático L^* en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	62.098	4	15.524	5.153	.019
Error	27.112	9	3.012		
Total	15052.730	14			

Cuadro A63. Análisis de varianza para el parámetro cromático a^* en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	2.853	4	.713	1.077	.428
Error	5.297	8	.662		
Total	990.380	13			

Cuadro A64. Análisis de varianza para el parámetro cromático b^* en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	25.177	4	6.294	46.529	.000
Error	.812	6	.135		
Total	324.470	11			

Cuadro A65. Análisis de varianza para el parámetro cromático c^* en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	11.642	4	2.910	6.933	.014
Error	2.938	7	.420		
Total	1337.580	12			

Cuadro A66. Análisis de varianza para el parámetro cromático h en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	618.924	4	154.731	8.319	.003
Error	186.000	10	18.600		
Total	16434.900	15			

Cuadro A67. Análisis de varianza para el parámetro cromático L^* en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	30.447	4	7.612	1.062	.424
Error	71.674	10	7.167		
Total	16835.521	15			

Cuadro A68. Análisis de varianza para el parámetro cromático a^* en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	3.303	4	.826	6.157	.026
Error	.805	6	.134		
Total	24.616	11			

Cuadro A69. Análisis de varianza para el parámetro cromático b^* en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	135.434	4	33.859	2.369	.130
Error	128.605	9	14.289		
Total	5324.121	14			

Cuadro A70. Análisis de varianza para el parámetro cromático c^* en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	79.100	4	19.775	1.815	.219
Error	87.149	8	10.894		
Total	4548.904	13			

Cuadro A71. Análisis de varianza para el parámetro cromático h en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	35.135	4	8.784	.891	.504
Error	98.593	10	9.859		
Total	133100.204	15			

Cuadro A72. Análisis de varianza para fenoles totales solubles en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	52781.966	4	13195.491	5.516	.016
Error	21529.747	9	2392.194		
Total	4207648.227	14			

Cuadro A73. Análisis de varianza para fenoles totales ligados en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	5028.238	4	1257.059	8.136	.009
Error	1081.489	7	154.498		
Total	150835.539	12			

Cuadro A74. Análisis de varianza para flavonoides totales solubles en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	48737.106	4	12184.276	39.678	.000
Error	2149.536	7	307.077		
Total	296641.476	12			

Cuadro A75. Análisis de varianza para flavonoides totales ligados en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	670.052	4	167.513	12.129	.005
Error	82.864	6	13.811		
Total	18185.027	11			

Cuadro A76. Análisis de varianza para taninos condensados solubles en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	74575.649	4	18643.912	48.260	.000
Error	1931.597	5	386.319		
Total	7754437.935	10			

Cuadro A77. Análisis de varianza para fenoles totales solubles en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	26555.357	4	6638.839	12.266	.003
Error	3788.813	7	541.259		
Total	1243759.803	12			

Cuadro A78. Análisis de varianza para fenoles totales ligados en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	7493.676	4	1873.419	18.481	.000
Error	912.350	9	101.372		
Total	67650.290	14			

Cuadro A79. Análisis de varianza para taninos condensados solubles en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	31326.663	4	7831.666	14.117	.003
Error	3328.612	6	554.769		
Total	2577723.588	11			

Cuadro A80. Análisis de varianza para capacidad antioxidante DPPH soluble en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	709075.909	4	177268.977	217.494	.000
Error	4075.261	5	815.052		
Total	84792870.141	10			

Cuadro A81. Análisis de varianza para capacidad antioxidante DPPH ligado en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	71421.597	4	17855.399	25.760	.001
Error	4158.917	6	693.153		
Total	4429395.045	11			

Cuadro A82. Análisis de varianza para capacidad antioxidante ABTS soluble en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	2250239.153	4	562559.788	740.913	.000
Error	3796.393	5	759.279		
Total	167289859.867	10			

Cuadro A83. Análisis de varianza para capacidad antioxidante ABTS ligado en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	92017.015	4	23004.254	52.409	.000
Error	3072.544	7	438.935		
Total	6857492.190	12			

Cuadro A84. Análisis de varianza para capacidad antioxidante FRAP soluble en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	892555.605	4	223138.901	73.099	.000
Error	15262.781	5	3052.556		
Total	11094323.533	10			

Cuadro A85. Análisis de varianza para capacidad antioxidante FRAP ligado en pulpa

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	501172.841	4	125293.210	77.750	.000
Error	8057.447	5	1611.489		
Total	3579525.401	10			

Cuadro A86. Análisis de varianza para capacidad antioxidante DPPH soluble en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	1327686.021	4	331921.505	110.695	.000
Error	14992.639	5	2998.528		
Total	19381562.503	10			

Cuadro A87. Análisis de varianza para capacidad antioxidante DPPH ligado en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	138703.951	4	34675.988	48.687	.000
Error	5697.740	8	712.217		
Total	2195592.729	13			

Cuadro A88. Análisis de varianza para capacidad antioxidante ABTS soluble en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	2521168.089	4	630292.022	571.340	.000
Error	5515.907	5	1103.181		
Total	47669107.268	10			

Cuadro A89. Análisis de varianza para capacidad antioxidante ABTS ligado en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	260787.234	4	65196.809	30.395	.000
Error	15015.134	7	2145.019		
Total	2296066.991	12			

Cuadro A90. Análisis de varianza para capacidad antioxidante FRAP soluble en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	2424485.198	4	606121.299	368.285	.000
Error	8228.961	5	1645.792		
Total	98906102.732	10			

Cuadro A91. Análisis de varianza para capacidad antioxidante FRAP ligado en cáscara

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
TRATA	138810.443	4	34702.611	110.144	.000
Error	2205.462	7	315.066		
Total	1682708.228	12			

Article

Visual Symptoms, Vegetative Growth, and Mineral Concentration in Fig Tree (*Ficus carica* L.) Under Macronutrient Deficiencies

Carlos Alberto Garza-Alonso ¹, Emilio Olivares-Sáenz ^{1,*}, Adriana Gutiérrez-Díez ¹, Rigoberto E. Vázquez-Alvarado ¹ and Alfredo López-Jiménez ²

¹ Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Nuevo León, General Escobedo 66050, Mexico; carlos.garza.alonso@gmail.com (C.A.G.-A.); mcgudiez@aol.com (A.G.-D.); r_vazquez_alvarado@yahoo.com.mx (R.E.V.-A.)

² Recursos Genéticos y Productividad-Fruticultura, Colegio de Postgraduados, Texcoco 56230, Mexico; lopezja@colpos.mx

* Correspondence: emolivares@gmail.com

Received: 4 October 2019; Accepted: 15 November 2019; Published: 22 November 2019



Abstract: The common fig is an edible fruit which is appreciated for its organoleptic characteristics and high commercial value. Several factors, including mineral nutrition, affect fig production. Macronutrients fulfill specific functions in the metabolism of plants, affecting some functions when they are at low levels. So, in the present investigation, the visual symptoms of nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, and magnesium deficiencies were identified and characterized, as well as their effects on vegetative growth and the concentration of minerals in fig tree tissues, using the missing element technique in a controlled hydroponic system. N was the element that most affected vegetative growth, causing smaller stem diameter, leaf area, and dry weight. Treatments without P and K followed. In addition, significant differences were found in the mineral concentration in leaf, stem, and root, with various interactions of antagonism and synergism observed according to the absence of each element.

Keywords: common fig; hydroponics; missing element; nutrient interaction; mineral nutrition

1. Introduction

Ficus carica is among the species of the genus *Ficus* which are widely distributed around the world, whose edible fruit is appreciated for its organoleptic characteristics and high commercial value. Figs are rich in carbohydrates, minerals, and bioactive compounds, among other properties. In addition, some compounds can be found in the leaves [1]. Several studies suggest that fig tree leaves can lower blood sugar levels and total cholesterol, and increase antioxidant levels [2]. Globally, the harvested area and volume of fig production have remained constant in recent years, with the main producers being Turkey, Egypt, Morocco, Algeria, and Iran [3]. In some countries, such as Mexico, fig cultivation has shown an upward trend, with an average annual growth rate of 6% in terms of harvested area and 13% of production volume [3]. The area harvested in Mexico in 2017 was 1440 ha, with an average yield of 5.6 t ha⁻¹ [4]. However, under greenhouse conditions, yields greater than 100 t ha⁻¹ have been reported [5].

Physical, chemical, and biological factors can influence crop development, including plant nutrition. Nutrients play an essential and specific role in plants. When one of these elements is not present in adequate amounts, its deficiency in tissues promotes changes in the metabolism of the plant, affecting vegetative growth.

Using the missing element technique, it is possible to study the effect of the absence of some elements. This method consists of preparing a complete nutritional solution without adding the element to be analyzed [6]. Globally, numerous studies have been carried out on nutritional deficiencies in crops such as cereals, vegetables, and fruit trees, as well as in forest plants of ornamental importance [7–11], where significant differences were found in response to nutritional deficiencies.

Worldwide, few research papers on fig nutrition have appeared. Some experiments have been based on the effects of the essential elements in the plant, but little has been said about their nutritional deficiencies and their relation to vegetative growth, vigor, production, and fruit quality. In addition, the visual symptoms of deficiency of some elements are unknown.

Based on the above, in the present investigation, the visual symptoms of nutritional deficiencies of the fig tree, as well as the effect on vegetative growth and mineral concentration, were studied.

2. Materials and Methods

2.1. Establishment of the Experiment

The present investigation was carried out at Universidad Autónoma de Nuevo León, with a geographic location of 25°47'07" North latitude, 100°17'03" West longitude, and an altitude of 479 masl [12]. The climate of the region is semiarid, with rainfall of 550 mm and an average annual temperature of 23 °C [13]. The experiment was carried out in a greenhouse, with a surface area of 1000 m², a height of 4.5 m in the lateral gutters, and the highest part at 7 m. During the study period, the average temperature and relative humidity of the greenhouse were 25 °C and 70%, respectively. The missing element technique was used to induce nutritional deficiencies in plants. Nutrient solutions were prepared without the element that was intended to observe its effects [6]. The substrate used was perlite, an inert material with a neutral pH and no mineral nutrient content [14]. The plants ("Adriatic" cultivar) were provided by the nursery of native plants of the Facultad de Agronomía UANL; they were 6 months old and had an average height of 20 cm.

Nineteen-liter pots were used with one plant each, tutored to a single stem. Before potting the plants, the root system was washed with distilled water to remove any remaining of soil, substrate, or other impurities. Water was applied using an automatic irrigation system with timers. Eight irrigation impulses of 60 mL each were applied per pot, using 50 L containers with the nutrient solutions of each treatment. The experiment was established on September 10, 2018, carrying out the collection of data from September 24 of the same year to April 22, 2019 (details in Section 2.4).

2.2. Treatments

The treatments evaluated in the present investigation were: Complete nutrient solution (Control); Solution without nitrogen (-N); Solution without phosphorus (-P); Solution without potassium (-K); Solution without calcium (-Ca), and Solution without magnesium (-Mg). Treatments were evaluated using a completely randomized design with four replications. The complete nutrient solution was prepared using the Hewitt solution (Table 1), which was evaluated in fig trees by Sevil et al. [15] under similar environmental conditions, finding good results. The balance of nutrient solution to maintain ionic strength in macronutrient deficiency treatments was calculated using different concentrations of mineral salts to balance the sum of anions and cations in nutrient solutions. The fertilizer sources were KNO₃, KH₂PO₄, MgSO₄, Ca (NO₃)₂, K₂SO₄, CaSO₄, NH₄H₂PO₄, NH₄NO₃, H₃PO₄, and HNO₃. The final pH of the nutrient solution was 6.5.

The water used for the preparation of the nutrient solutions had an electrical conductivity of 0.05 dS m⁻¹. The water was analyzed chemically, not finding minerals that would affect the investigation. Micronutrients Fe, Mn, B, Cu, Zn, and Mo were supplied in chelated form using the commercial product Ultrasol® micromix (SQM, Chile). The chelated forms were DTPA for Fe, EDTA for Mn, Zn, and Cu; B and Mo were applied as inorganic salts.

Table 1. Nutrient solution used in the experiment.

Macronutrients		Micronutrients	
Element	mmol L ⁻¹	Element	mg L ⁻¹
N	12	Fe	2.8
P	1.3	Mn	0.55
K	4	B	0.54
Ca	4	Cu	0.064
Mg	1.5	Zn	0.065
S	1.5	Mo	0.048

2.3. Visual Symptoms of Macronutrient Deficiency

For the identification and characterization of the visual symptoms of macronutrient deficiencies, the color charts for plant tissues of Munsell (Munsell Color, Grand Rapids, MI, USA) were used to identify the specific colors in the case of chlorosis and tissue necrosis.

2.4. Vegetative Growth Evaluation

The vegetative growth data were taken at weekly intervals throughout the study period, performing the readings at the same time. The variables evaluated were:

1. Number of leaves: A count of the fully expanded leaves was made.
2. Stem elongation: This measure was taken using the methodology proposed by Muñoz [16], which consists of marking the raffia of the tutoring at different time intervals and measuring growth.
3. Distance of internodes: The distance of each internode of the plant was obtained and the average was calculated.
4. Leaf area: For this variable, the width of the leaf was measured in its broadest part. With the obtained data, the leaf area was estimated using the regression model proposed by Giaccone et al. [17] for the cultivation of fig trees, applying it on each leaf and doing the summation to obtain the total leaf area of the plant.
5. Stem diameter: This variable was measured directly using a digital vernier. The part of the stem was marked to take the readings at the same point, i.e., 30 cm from the base.

At the end of the experiment, the following variables were determined:

1. Relative chlorophyll content: The relative chlorophyll content expressed in SPAD units was measured using the portable SPAD-502 from Minolta (Konica Minolta, Osaka, Japan). SPAD units were measured in three strata of the plant (Low stratum: First leaves of stem base; Mid stratum: Leaves at mid zone of stem; High stratum: Leaves of the highest part of stem).
2. Dry weight: The dry weight of the plant was determined, considering the root, stem, and leaves. The samples were placed in a Yamato model DX602C drying oven (Yamato Scientific America, Santa Clara, CA, USA) at a temperature of 60 °C for three days. The resulting matter was weighed on a digital scale.
3. Mineral concentration of root, stem and leaves (details in Section 2.5).

2.5. Minerals Determination

The concentrations of nitrogen (N), phosphorus (P), potassium (K), calcium (Ca), magnesium (Mg), iron (Fe), boron (B), manganese (Mn), zinc (Zn), and copper (Cu) were determined in root, stem, and leaves. Dry samples (0.5 g) were crushed for acid digestion in a mixture of HNO₃:HClO₄ (2:1 mL) and 2 mL of H₂O₂ 30%, according to the methodology proposed by Alcántar and Sandoval [18]. The N was quantified using the micro-Kjeldahl method according to the methodology of Bremner [19]. The concentrations of P, K, Ca, Mg, Fe, B, Mn, Zn, and Cu were determined using an Agilent model 725-ES coupled plasma induction atomic emission spectrometer (ICP-AES) (Agilent Technologies, Santa Clara, CA, USA).

2.6. Statistical Analysis

Growth data were analyzed using a completely randomized design with four repetitions ($n = 4$). The comparison of means was carried out by the Tukey method ($p < 0.05$). Regarding the statistical analysis of the number of leaves and leaf area, data were divided into two time periods: from October 8 to December 3, 2018 (Period 1), and from February 25 to April 22, 2019 (Period 2), corresponding to the beginning and end of the experiment, with the objective of observing the effects of nutritional deficiency on foliar senescence over time. For the analysis of root, stem, and leaf nutrients, the experimental design mentioned above was considered, using three repetitions ($n = 3$). All statistical analyses were performed with the SPSS Statistics 21 software (IBM Corp., Armonk, NY, USA).

3. Results and Discussion

3.1. Visual Symptoms of Macronutrient Deficiencies

3.1.1. N Deficiency

A deficiency of N was observed 75 days after the establishment of the experiment, in the mature leaves of the lower part of the stem. Symptoms started with chlorosis on the edge of the left central lobe of the leaf, which spread along the leaf and advanced towards the midrib. After a few days, the same behavior was observed in the right central lobe of the leaf, accelerating the senescence of the leaf; in some cases, total chlorosis and detachment occurred. The observed chlorosis corresponds to the 5Y 8/8 color of the Munsell charts for plant tissues (Figure 1b).

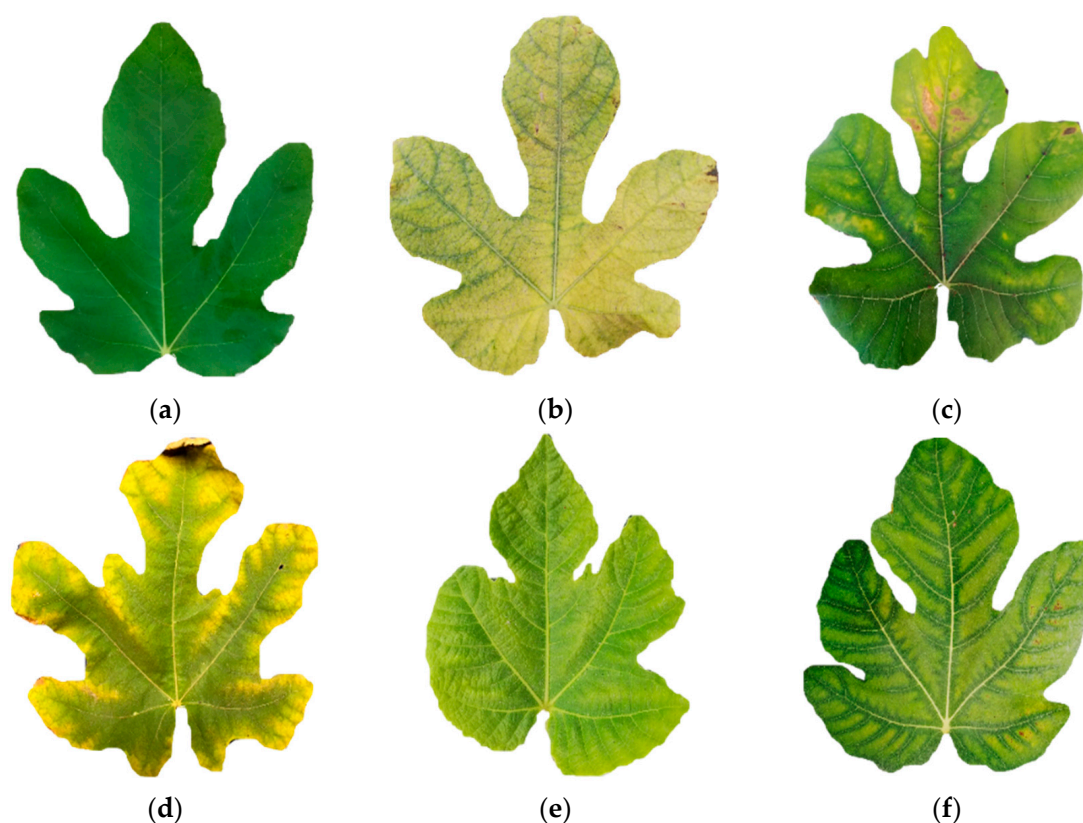


Figure 1. Visual symptoms of macronutrient deficiency in fig tree leaves. (a) Control; (b) N deficiency; (c) P deficiency; (d) K deficiency; (e) Ca deficiency; (f) Mg deficiency.

3.1.2. P Deficiency

Visual symptoms were observed 120 days after the establishment of the experiment. The P deficiency started with intense green coloration on mature leaves, similar to the 7.5 G and 3/4 color of the Munsell charts for plant tissues. Subsequently, chlorotic sections were observed in the same leaves, without following a defined pattern, as in the case of N. This chlorosis progressed gradually over time to necrosis, starting in the central lobe and, to a lesser extent, the right and left middle lobes. Like N, P is a mobile element in the plant, so deficiency symptoms appeared in mature leaves (Figure 1c).

3.1.3. K Deficiency

A deficiency of K was observed 105 days after the establishment of the experiment, manifesting as chlorosis in the margins of the leaf, which progressed gradually towards the ribs of all the lobes, with a green band appearing close to the ribs. Subsequently, the green band was reduced as the chlorosis progressed towards the central vein of the lobes, starting a necrosis at the edges of the leaf, similar to the 2.5 YR 4/4 color of the Munsell charts for plant tissues. The chlorosis observed in the margins of the leaf occurs in a similar way in other crops. Like the N and P, K is a mobile element in the plant, so deficiencies occurred in the mature leaves of the lower part of the stem (Figure 1d).

3.1.4. Ca Deficiency

A deficiency of Ca was observed 113 days after the establishment of the experiment. Unlike N, P, and K, Ca is a non-mobile element in the plant; therefore, deficiency symptoms occur in new leaves. In this work, Ca deficiency was observed as general chlorosis on younger leaves, similar to the 5Y 8/8 color of the Munsell charts for plant tissues. In addition, a marked deformity of the leaf lobes was found, compared with the treatment with the complete solution (Figure 1e).

3.1.5. Mg Deficiency

A deficiency of Mg was observed 94 days after the establishment of the experiment. Mg, like N, P, and K, is a mobile element in the plant, so deficiency symptoms first appeared in mature leaves. Compared to N, in the present investigation, Mg deficiency did not appear initially in the leaf of the lowest part of the plant, but in the third and fourth mature leaves from the base of the stem. The deficiency of Mg appeared as interventional chlorosis, and manifested initially in the central part of the lateral lobes, being observed as a green band near the ribs of the lobes which then extended between the secondary veins. This chlorosis corresponds to the 2.5 GY 8/8-8/10 color of the Munsell charts for plant tissues. The ribs retained the green color from the base of the leaf to the apices of each of the lobes. These symptoms have been described in other crops (Figure 1f). K deficiency in advanced stages can be confused with Mg deficiency. However, when there is a deficiency of Mg, the ribs remain completely green in the area of the petiole until the apices of each of the lobes. In the case of K, all margins of the leaf will present chlorosis, including the section of the ribs that go through that edge.

3.2. Vegetative Growth

The analysis of variance registered a significant difference ($p < 0.05$) among treatments for all variables. Nitrogen was the missing element that most affected the growth of fig trees, with the lowest values in stem elongation and diameter, plant height, and internode length, as well as lower values in dry weight of root, stem, and leaves (Table 2).

Table 2. Vegetative growth of fig tree plants under macronutrient deficiency.

Treatment	S.E. (cm week ⁻¹)	P.H. (cm)	S.D. (mm)	I.L. (cm)	Dry Weight		
					Roots	Stem	Leaves
Control	6.47 a	102.4 ab	13.72 b	3.34 a	121.1 a	114.1 a	87.46 a
-N	1.15 b	35.08 d	8.40 d	1.39 c	27.47 c	23.03 b	10.93 c
-P	4.05 ab	74.88 c	11.81 c	2.64 ab	66.27 bc	70.00 ab	53.56 b
-K	5.70 a	96.84 b	12.58 c	3.19 ab	44.37 bc	109.9 a	55.20 b
-Ca	3.28 ab	69.31 c	11.63 c	2.30 bc	54.47 bc	66.93 ab	36.10 bc
-Mg	5.64 a	111.0 a	14.94 a	3.37 a	81.14 ab	70.26 ab	55.86 b

S.E. = Stem Elongation; P.H. = Plant Height; S.D. = Stem Diameter; I.L. = Internodes Length. Different letters in each column indicate significant difference (Tukey, $p < 0.05$) $n = 4$.

Nitrogen is the mineral that is found in the greatest amounts in plant tissues; it is about 1 to 5% of the total dry matter of the plant, fulfilling important functions as a constituent of proteins, nucleic acids, chlorophyll, coenzymes, phytohormones, and secondary metabolites [20]. The above explains the results found in the present investigation. In most crops, N deficiency causes reduced plant growth [7–11].

Following N, deficiencies of P and Ca equally affected the vegetative growth of all the variables evaluated (Table 2). P is an important compound of nucleic acids, nucleotides, and phospholipids, and an important part of ATP, while Ca is an important element for the formation of the cell wall and membrane, a cofactor of several enzymes involved in the hydrolysis of ATP and phospholipids, as well as a secondary messenger in the metabolic regulation of plants [21,22]. Ca is an important element for elongation and cell division, secondary messenger, enzyme activator, and meristem development, according to Karthika et al. [23]. The above explains the effects of the deficiency of this element in the vegetative growth of the plant.

Regarding the K deficiency, the analysis of variance did not find significant differences with respect to the complete solution in this period of study for the variables of stem elongation, plant height, and internode length. However, K affected the diameter of the stem, number of leaves, and the leaf area of the plant. K has an important function in the regulation of osmotic pressure and cellular turgor, so a deficiency of this element has a negative influence on the general metabolism of the plant [24]. Regarding the treatment with Mg deficiency, the analysis of variance did not find significant differences in all the growth variables. Romheld [25] mentioned that in the early stages of nutrient deficiency, plants do not express visual symptoms or effects on vegetative growth, which would explain why no significant difference was found of this treatment compared with the complete nutrient solution.

On the other hand, the deficiency of N significantly affected the number of leaves and the leaf area for period 1. However, the deficiency of N, P, K, Ca, and Mg affected the aforementioned variables in period 2, showing lower values with respect to control (Figure 2). The above is explained due to the mobilization of nutrients (N, P, K, and Mg) towards the apical points to ensure the survival of the plant, causing a reduction in the number of leaves due to senescence, with fewer leaves causing a smaller foliar area. Treatments with nutritional deficiency negatively affected the number and leaf area in the following order: -N > -Ca > -K > -P > -Mg. Although in this investigation the treatment with -Mg showed the least effect, a decrease in the values of these variables was observed over time. The process of foliar senescence due to Mg deficiency was widely explained by Tanoi and Kobayashi [26], which is similar for the other mobile elements in the plant, such as N, P, and K.

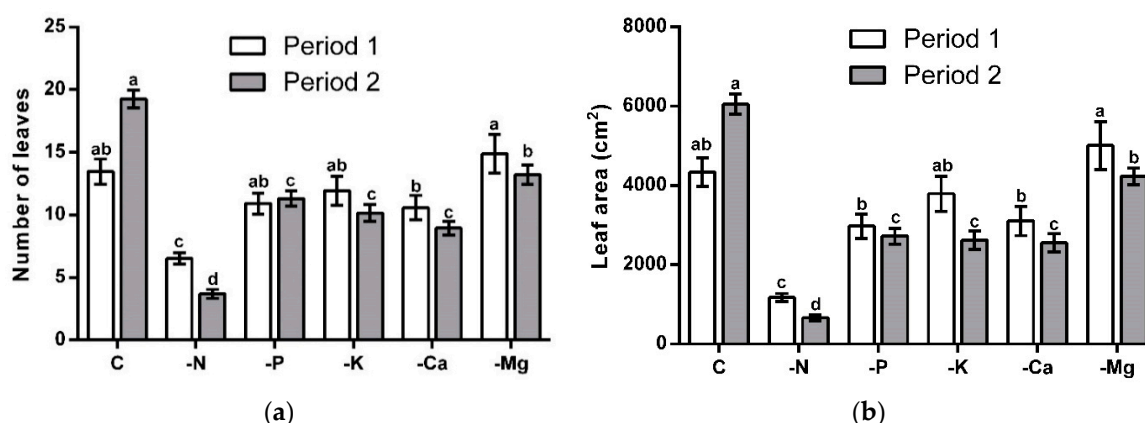


Figure 2. Effect of macronutrient deficiency on the number of leaves (a) and leaf area (b) in two periods. Different letters between the columns for each period indicate significant difference (Tukey, $p < 0.05$). The lines on the bars indicate the standard error of the mean. $n = 4$.

Regarding the chlorophyll content in the leaves, the analysis of variance identified specific differences in the lower stratum of plants. Treatment with lower values of SPAD units was -K, followed by -N and -Mg, without finding a significant difference between -P, -Ca, and the complete nutrient solution. The low chlorophyll contents in the -N, -K, and -Mg treatments are explained by the decomposition of the chloroplasts due to the degradation of chlorophyll and Rubisco during the process of translocation of these elements to the apical parts of the plant [27]. Regarding the mid-stratum of the plant, significant differences were also found, with a similar tendency to the lower stratum, although with numerically-higher values, where the -N treatment resulted in the lowest values of SPAD units, followed by the -Mg treatment. On the other hand, for the high stratum, the analysis of variance found no specific differences between the treatments (Figure 3).

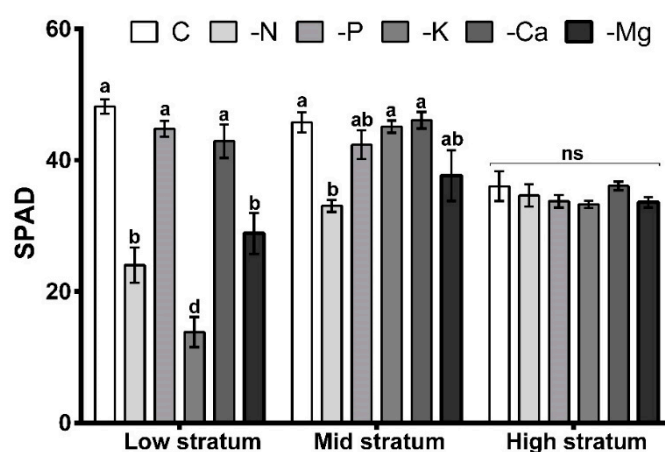


Figure 3. Relative content of chlorophyll, expressed in SPAD units in the low, medium, and high strata of fig tree plants. Different letters between the columns for each stratum indicate significant difference (Tukey, $p < 0.05$). ns, not significant. The lines on the bars indicate the standard error of the mean. $n = 4$.

The results of the relative chlorophyll content coincide with those reported in other experiments with macronutrient deficiencies in *Capsicum annuum* L. [28] and *Coffea arabica* L. plants [7].

3.3. Mineral Concentration

The concentrations of N, P, K, Ca, and Mg were negatively affected in all vegetative organs for each of their respective treatments (-N, -P, -K, -Ca, and -Mg), which was expected in advance (Table 3).

Table 3. Content of N, P, K, Ca, and Mg in leaf, stem and root of fig tree plants with macronutrient deficiency.

Treatment	Concentration (%)				
	N	P	K	Ca	Mg
Leaf					
Control	2.54 a	0.16 c	1.7 a	2.90 a	0.48 b
-N	1.68 b	0.31 ab	1.6 a	2.05 b	0.32 bc
-P	2.98 a	0.22 bc	1.38 a	2.17 b	0.47 b
-K	2.77 a	0.32 a	0.22 b	2.33 ab	0.99 a
-Ca	2.95 a	0.21 bc	1.47 a	2.01 b	0.49 b
-Mg	2.67 a	0.22 bc	1.62 a	2.18 b	0.26 c
Stem					
Control	1.65 b	0.22 a	0.65 bc	0.65 ab	0.25 ab
-N	0.82 c	0.27 a	0.54 cd	0.68 ab	0.19 c
-P	1.30 b	0.13 b	0.70 b	0.71 ab	0.22 bc
-K	1.52 b	0.29 a	0.26 e	0.77 a	0.23 abc
-Ca	2.18 a	0.28 a	0.46 d	0.56 b	0.28 a
-Mg	1.48 b	0.26 a	0.84 a	0.78 a	0.20 bc
Root					
Control	2.46 ns	0.51 b	0.97 ab	1.43 a	0.38 a
-N	1.92 ns	0.49 b	0.74 cd	1.14 ab	0.25 b
-P	2.26 ns	0.23 c	0.88 bc	1.41 a	0.39 a
-K	2.24 ns	0.52 b	0.28 e	1.17 ab	0.28 b
-Ca	2.44 ns	0.58 b	0.68 d	0.65 b	0.29 b
-Mg	2.06 ns	0.86 a	1.12 a	1.35 a	0.22 b

Different letters between columns for each part of plant indicate significant difference (Tukey, $p < 0.05$) $n = 3$.

In the case of foliar N, no significant differences were found between the complete solution and the treatments -P, -K, -Ca, and -Mg, presenting the same trend in the case of the concentration of N in the root. On the other hand, the highest concentration of N in the stem was found in the treatment -Ca. Furthermore, no differences were found in this organ between the complete solution and the other treatments (Table 3).

For P concentration, higher values were observed in the treatment with N deficiency (Table 3), which can be explained because the absence of the NO_3^- favored a greater absorption and accumulation of the H_2PO_4^- to maintain the balance of plant loads [22]. On the other hand, no significant statistical difference was found in the content of P in the leaves between the -P treatment and the control; however, the lowest values of this element were found in the root and stem. The above can be explained because the plants translocated the P from the root and stem towards the leaves as a mechanism to continue with the growth, but due to the little vegetative growth observed in the -P treatment, the content of that element accumulated in the leaves, which resulted in statistical equality with respect to control.

The accumulation of K in the leaves did not show a significant difference between the -N, -P, -Ca, and -Mg treatments, while some important differences were found in stem and root, such as a greater accumulation of K in the treatment with deficiency of Mg (Table 3). The interaction of the K^+ and Mg^{++} ions has been explained by various authors [29–31], and has been demonstrated in different plants, such as *Cymbopogon citratus* (DC.) Stapf. [32], *Saccharum officinarum* L. [33], *Piper hispidinervum* C. DC. [34], *Swietenia macrophylla* King. [35] and *Heliconia psittacorum* L. f. [36], which matches the results found in our investigation. Guo et al. [31] mention that K^+ competes with Mg^{++} for apoplast binding sites, and possibly competes for transporters; therefore, the high concentration of K in stems and roots in the treatment -Mg could be due to higher binding sites in the apoplast and more available transports.

On the other hand, the concentration of Ca in the fig leaves was negatively affected in all treatments with respect to the control solution, without finding significant differences in stem and root (Table 3). In the case of Mg, a higher concentration was found in the -K treatment (Table 3), which is explained

again with the effect of interaction K^+/Mg^{++} [29–31]. On the other hand, the Mg concentration was negatively affected in the -N treatment (Table 3). Mg is part of the chlorophyll molecule, as is N [21], which explains the decrease in Mg concentration by decreasing the chlorophyll content due to the absence of N.

Regarding the concentrations of micronutrients in the different vegetative organs of the fig tree, the analysis of variance found significant differences in most of the elements. In general, lower concentrations of Fe, B, Mn, Zn, and Cu were found in the -N treatment, which can be explained by the poor vegetative growth of the plants established in the absence of this element (Table 4).

Table 4. Content of Fe, B, Mn, Zn, and Cu in leaf, stem and root of fig tree plants with macronutrient deficiency.

Treatment	Concentration (mg kg ⁻¹ DW)				
	Fe	B	Mn	Zn	Cu
Leaf					
Control	914.2 a	151.5 ab	148.9 b	45.15 a	6.16 ab
-N	456.5 b	143.7 ab	92.59 b	28.93 b	4.47 c
-P	600.6 ab	105.7 b	107.9 b	38.15 ab	6.85 a
-K	497.3 b	111.7 b	253.4 a	34.51 ab	5.17 bc
-Ca	660.0 ab	175.4 a	275.5 a	43.84 a	4.80 bc
-Mg	655.7 a	126.6 ab	130.3 b	36.71 ab	4.77 bc
Stem					
Control	118.1 b	23.66 ns	31.85 bc	9.66 ab	2.84 cd
-N	112.9 b	23.85 ns	14.04 d	8.71 b	4.47 a
-P	96.15 b	25.55 ns	16.32 cd	12.37 a	3.73 ab
-K	205.4 a	25.39 ns	65.81 a	10.84 ab	4.08 a
-Ca	156.6 ab	25.58 ns	80.50 a	11.75 ab	2.30 d
-Mg	157.9 ab	29.95 ns	34.96 b	9.66 ab	3.15 bc
Root					
Control	1135.1 ns	40.70 a	103.4 cd	30.09 ns	18.78 bc
-N	1377.8 ns	21.95 b	56.86 cd	44.03 ns	33.45 a
-P	1061.1 ns	38.46 a	39.86 d	42.83 ns	27.36 ab
-K	1434.3 ns	29.61 ab	221.8 a	39.47 ns	28.26 ab
-Ca	1263.4 ns	29.88 ab	191.4 ab	47.88 ns	20.33 bc
-Mg	890.3 ns	30.58 ab	131.9 bc	34.97 ns	13.73 c

Different letters between columns for each part of plant indicate significant difference. (Tukey, $p < 0.05$) $n = 3$.

Mengel and Kirkby [22] explained that plants tend to accumulate greater amounts of micronutrients when there is a greater vegetative growth, so the lower the vegetative growth, the lower the concentration of elements. In addition, root growth decreased significantly in the treatment with the absence of N (Table 2), so that at a lower radical growth, the absorption of micronutrients decreases.

On the other hand, high concentrations of Mn were found in the -K and -Ca treatments in all vegetative organs, as well as high levels of Fe in the treatment -K (Table 4). The above can be explained by the antagonism of the ions in the rhizosphere and the access to the plant due to the charges of the cations mentioned above.

In the case of Cu, a significant increase in stem was found for treatments -N, -P, and -K, with respect to control (Table 4). The above can be attributed to the so-called “dilution effect”, i.e., that some elements are concentrated in greater quantity when there is less dry matter (as in the case of plants established under N, P, and K deficiency), while plants with greater growth will have better-distributed minerals and in less concentration. This effect is widely described by Mengel and Kirkby [22].

On the other hand, the highest concentration of Cu in the root was found in the -N treatment (Table 4). According to Rodríguez et al. [37], Cu^{++} accesses the plant mainly by mass flow, a process that depends directly on the transpiration of the plant to favor transport by xylem and distribution to the

aerial part. The plants established under N deficiency had lower vegetative growth, including number of leaves and leaf area, which caused less respiration and, therefore, low mobilization of solutes in the xylem. This effect led to the accumulation of Cu in the root system of plants. Regarding Zn concentrations, no significant differences were found (Table 4).

There are few studies on the mineral content in different vegetative parts of the fig tree in which differences can be found in the concentrations of the aforementioned elements in several fig tree cultivars. (“Calimyrna” [38], “Pellejo duro” [39], “Conadria” [40], and “Nezahualcóyotl” [41]), so it’s difficult to select reference values. However, in most cases, macro and micronutrient concentrations similar to those found in the present investigation were reported.

4. Conclusions

The fig plants showed specific visual symptoms in the absence of each element. N most affected the vegetative growth of the fig tree, followed by P, K, and Ca; in addition, N, K, and Mg decreased the chlorophyll content in the lower stratum of plants. The absence of some elements caused a greater accumulation of other ions in the different tissues of the plant due to interactions of antagonism and synergism.

Author Contributions: C.A.G.-A.: Conceptualization, investigation, methodology and writing original draft; E.O.-S.: Conceptualization, funding acquisition, methodology, project administration and writing original draft; A.G.-D.: Supervision, visualization, review and editing draft; R.E.V.-A.: Supervision, visualization, review and editing draft; A.L.-J.: Supervision, visualization, review and editing draft.

Funding: The Article Processing Charges was founded by Programa de Apoyo a la Publicación Científica en Revistas Indexadas en el Journal Citation Reports from Universidad Autónoma de Nuevo León.

Acknowledgments: C.A.G.-A. acknowledges the master scholarship given by Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), México and Centro de Agricultura Protegida, Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Nuevo León.

Conflicts of Interest: The authors declare no conflict of interest.

References

1. Agricultural Research Service, United States Department of Agriculture (USDA). Food Composition Databases. Available online: <https://ndb.nal.usda.gov/ndb/search/list> (accessed on 10 September 2019).
2. Deepa, P.; Sowndhararajan, K.; Kim, S.; Park, S.J. A role of *Ficus* species in the management of diabetes mellitus: A review. *J. Ethnopharmacol.* **2018**, *215*, 210–232. [CrossRef] [PubMed]
3. Food and Agriculture Organization (FAO). Statistical Yearbook. Agricultural Production. Available online: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC> (accessed on 12 September 2019).
4. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). Available online: <https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-agricola-33119> (accessed on 10 September 2019).
5. Mendoza, C.V.M.; Vargas, C.J.M.; Calderón, Z.G.; Mendoza, C.M.C.; Santacruz, V.A. Intensive production systems of Fig (*Ficus carica* L.) under greenhouse conditions. *Exp. Agric.* **2017**, *3*, 339–350. [CrossRef]
6. Kathpalia, R.; Bhatla, S.C. Plant Mineral Nutrition. In *Plant Physiology, Development and Metabolism*; Bhatla, S.C., Lal, M.A., Eds.; Springer: Berlin/Heidelberg, Germany, 2018; pp. 37–81. [CrossRef]
7. Alves, F.R.; Montes, N.B.M.; Almeida, H.; Mello, P.R. Growth and nutritional disorders of coffee cultivated in nutrient solutions with suppressed macronutrients. *J. Plant Nutr.* **2016**, *11*, 1578–1588. [CrossRef]
8. Alves, F.R.; Montes, N.B.M.; Almeida, H.; Mello, P.R. Growth and nutritional disorders of eggplant cultivated in nutrients solutions with suppressed macronutrients. *J. Plant Nutr.* **2015**, *7*, 1097–1109. [CrossRef]
9. Chen, L.; Zeng, J.; Xu, D.; Zhao, Z.; Guo, J. Macronutrient deficiency symptoms in *Betula alnoides* seedlings. *Jour. Trop. For. Sci.* **2010**, *4*, 403–413.
10. Dussán, S.L.; Villegas, D.A.; Miranda, D. Efecto de la deficiencia de N, P, K, Mg, Ca y B sobre la acumulación y distribución de la masa seca en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L.) var. ICA Palmira II en fase de vivero. *Rev. Colomb. Cienc. Hortic.* **2016**, *1*, 40–52. [CrossRef]
11. Mota, R.M.J.; Rocha, P.L.G. Physical and Quality Characteristics of Jupi Pineapple Fruits on Macronutrient and Boron Deficiency. *Nat. Res.* **2014**, *8*, 359–366. [CrossRef]

12. Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). Mapa Digital de México V6.3. Available online: <http://gaia.inegi.org.mx/mdm6/?coordinates=> (accessed on 10 September 2019).
13. Servicio Meteorológico Nacional. Available online: <https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/informacion-climatologica/normales-climatologicas-por-estado> (accessed on 12 September 2019).
14. Papadopoulos, A.P.; Bar-Tal, A.; Silber, A.; Saha, U.K.; Raviv, K. Inorganic and synthetic organic components of soilless culture and potting mixes. In *Soilless Culture, Theory and Practices*; Raviv, M., Lieth, J.H., Eds.; Elsevier: Amsterdam, NL, USA, 2008; pp. 505–543. ISBN 978-0-444-52975-6.
15. Sevil, K.S.; Ertan, E.; Seferoglu, S. Effect of different nutrient solution formulations on morphological and biochemical characteristics of nursery fig trees grown in substrate culture. *Sci. Hort.* **2007**, *2*, 20–27. [[CrossRef](#)]
16. Muñoz, R.J.J. Manejo del cultivo de tomate en invernadero. In *Manual de Producción de Tomate en Invernadero*; Castellanos, J.Z., Ed.; Intagri: Celaya/México City, Mexico, 2009; pp. 45–92. ISBN 978-607-95302-0-4.
17. Giaccone, M.; Pannico, A.; Scognamiglio, C.; Rivera, M.; Cirillo, C.; Roupael, Y.; Pascale, S.; Basile, B. Regression model for leaf area estimation in *Ficus carica* L. *Acta Hort.* **2017**, *1163*, 163–168. [[CrossRef](#)]
18. Alcántar, G.G.; Sandoval, V.M. *Handbook Chemical Analysis of Vegetal Tissue, Especial Publication No. 10*; Mexican Society of Soil Science: Chapingo, Mexico, 1999. (In Spanish)
19. Bremner, J.M. Total nitrogen. In *Methods for Soil Analysis. Part 2. Chemical and Microbiological Properties*; Norman, A.G., Ed.; American Society of Agronomy Inc.: Madison, WI, USA, 1965; pp. 1149–1178.
20. Hawkesford, M.; Horst, W.; Kichey, T.; Lambers, H.; Schjoerring, J.; Skrumsager, I.; White, P. Functions of macronutrients. In *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*, 3rd ed.; Marschner, H., Ed.; Academic Press: London, UK, 2012; pp. 135–189. [[CrossRef](#)]
21. Taiz, L.; Zeiger, E.; Moller, I.M.; Murphy, A. *Plant Physiology and Development*, 6th ed.; Sinauer Associates: Sunderland, MA, USA, 2014; ISBN 978-1-60535-255-8.
22. Mengel, K.; Kirkby, E.A.; Kosegarten, H.; Appel, T. *Principles of Plant Nutrition*, 5th ed.; Springer: Berlin/Heidelberg, Germany, 2001. [[CrossRef](#)]
23. Karthika, K.S.; Rashmi, I.; Parvathi, M.S. Biological functions, uptake and transport of essential nutrients in relation to plant growth. In *Plant Nutrients and Abiotic Stress Tolerance*; Hasanuzzaman, M., Fujita, M., Oku, H., Nahar, K., Hawrylak, B., Eds.; Springer: Berlin/Heidelberg, Germany, 2018; pp. 1–49. [[CrossRef](#)]
24. Alcántar, G.G.; Trejo, T.L.I.; Fernández, P.L.; Rodríguez, M.M. Elementos esenciales. In *Nutrición de Cultivos*, 2nd ed.; Alcántar, G.G.L.I., Trejo, T.Y.F.C., Gómez, M., Eds.; Colegio de Postgraduados: México City, Mexico, 2016; p. 2355. ISBN 978-607-715-324-5.
25. Romheld, V. Diagnosis of deficiency and toxicity of nutrients. In *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*, 3rd ed.; Marschner, H., Ed.; Academic Press: London, UK, 2012; pp. 299–312. [[CrossRef](#)]
26. Tanoi, K.; Kobayashi, N. Leaf senescence by magnesium deficiency. *Plants* **2015**, *4*, 756–772. [[CrossRef](#)]
27. Engels, C.; Kirkby, E.; White, P. Mineral Nutrition, Yield and Source-Sink Relationships. In *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*, 3rd ed.; Marschner, H., Ed.; Academic Press: London, UK, 2012; pp. 85–133. [[CrossRef](#)]
28. Soares, S.M.P.; Mendoca, F.M.S.; Cesar, S.P.; Cordeiro, A.J.C.; Silva, J.T. Capsicum annum var. Annum under macronutrients and boron deficiencies: Leaf content and visual symptoms. *J. Plant Nutr.* **2019**, *5*, 417–427. [[CrossRef](#)]
29. White, P.J. Ion uptake mechanisms of individual cells and roots: Short-distance transport. In *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*, 3rd ed.; Marschner, H., Ed.; Academic Press: London, UK, 2012; pp. 7–47. [[CrossRef](#)]
30. Farhat, N.; Elkhouni, A.; Zorrig, W.; Smaoui, A.; Abdelly, C.; Rabhi, M. Effects of magnesium deficiency on photosynthesis and carbohydrate partitioning. *Acta Physiol. Plant.* **2016**, *145*. [[CrossRef](#)]
31. Guo, W.; Nazim, H.; Liang, Z.; Yang, D. Magnesium deficiency in plants: An urgent problem. *Crop. J.* **2016**, *2*, 83–91. [[CrossRef](#)]
32. Lima, T.C.; Freitas, M.S.M.; Mendonça, L.V.P.; Gonçalves, Y.D.S.; Pereira, J.A.P.; Lima, K.F. Visual symptoms of macronutrient and boron deficiency in *Cymbopogon citratus*. *J. Plant Nutr.* **2019**, *13*, 1430–1438. [[CrossRef](#)]
33. Rhodes, R.; Miles, N.; Charles, H.J. Interactions between potassium, calcium and magnesium in sugarcane grown on two contrasting soils in South Africa. *Field Crop. Res.* **2018**, *225*, 1–11. [[CrossRef](#)]
34. Veigas, I.D.J.M.; Sousa, G.O.D.; Silva, A.F.D.; Carvalho, J.G.D.; Lima, M.M. Mineral composition and visual symptoms of nutrients deficiencies in long pepper plants (*Piper hispidinervum* C. DC.). *Acta Amazon.* **2013**, *1*, 43–50. [[CrossRef](#)]

35. Veígas, I.J.M.; Silva, L.A.K.; Silva, R.M.F.; Morais, C.R.L.; Capucho, F.D.A.; Oliveira, N.C.F.; Oliveira, C.H.E.; Silva, G.E.M.; Ruffeil, A.G.A.; Poliana, S.S. Visual symptoms and growth parameters linked to deficiency of macronutrients in young *Swietenia macrophylla* plants. *J. Food Agric. Environ.* **2012**, *1*, 937–940. [\[CrossRef\]](#)
36. Ribeiro, C.A.C.; Gomes, W.L.; Loges, V.; Arruda, C.M.F.; Souza, A.F.A. Macronutrients deficiency in *Heliconia psittacorum* × *Heliconia spathocircinata* ‘Golden Torch’. *Rev. Ciência Agron.* **2015**, *2*, 258–265. [\[CrossRef\]](#)
37. Rodríguez, M.M.N.; Tejo, T.L.I.; Alcántar, G.G. Acceso, absorción y transporte nutrimental. In *Nutrición de Cultivos*, 2nd ed.; Alcántar, G.G.L.I., Tejo, T.Y.F.C., Gómez, M., Eds.; Colegio de Postgraduados: México City, Mexico, 2016; pp. 153–182. ISBN 978-607-715-324-5.
38. Brown, P. Seasonal variations in fig (*Ficus carica* L.) leaf nutrient concentrations. *HortScience* **1994**, *8*, 871–873. [\[CrossRef\]](#)
39. Moreno, D.A.; Pulgar, G.; Villora, G.; Romero, L. Nutritional diagnosis of fig tree leaves. *J. Plant Nutr.* **1998**, *12*, 2579–2588. [\[CrossRef\]](#)
40. Sun, R.; Sun, L.; Jia, M. Analysis of psoralen and mineral elements in the leaves of different fig (*Ficus carica* L.) cultivars. *Acta Hort.* **2017**, *1173*, 293–296. [\[CrossRef\]](#)
41. Mendoza, C.V.M.; Pineda, P.J.; Vargas, C.J.M.; Hernández, A.E. Nutrition of fig (*Ficus carica* L.) under hydroponics and greenhouse conditions. *J. Plant Nutr.* **2019**, *11*, 1350–1365. [\[CrossRef\]](#)



© 2019 by the authors. Licensee MDPI, Basel, Switzerland. This article is an open access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution (CC BY) license (<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).